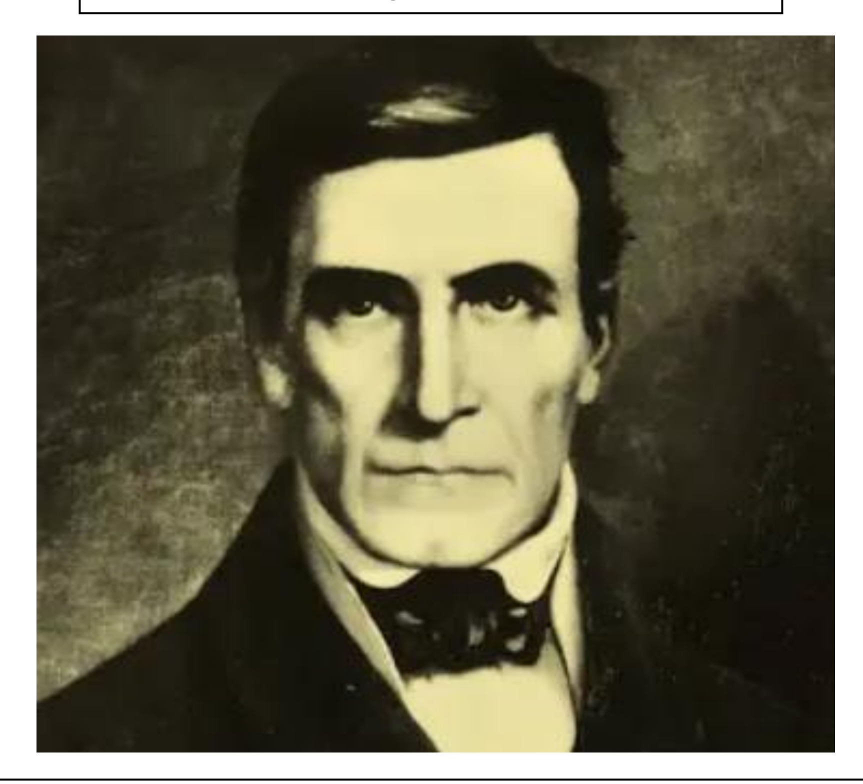
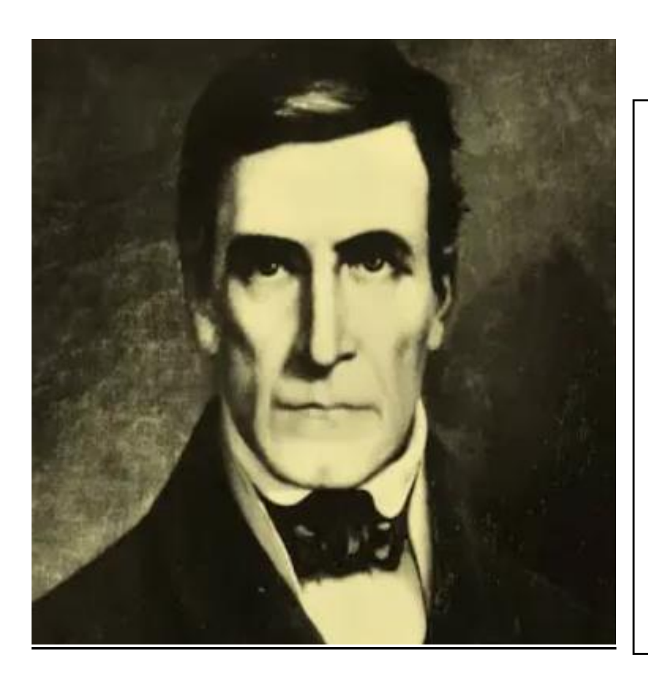
Dr. José María Vargas Machuca: 10-03-1786 (nació en La Guaira, Venezuela)-13-07-1854 (murió en Nueva York, EU). Primer Rector de la UCV a partir de la aprobación de los Estatutos Republicados en el año 1827. Profesor de Cirugía, Anatomía y Obstetricia. Director de la Secretaría de Instrucción Pública y Presidente de la República de Venezuela. Egresado de la Universidad de Caracas, primer Rector de la Universidad Central de Venezuela. Egresado de la Universidad de Edimburgo (Escocia).



Dr. JOSÉ MARÍA VARGAS MACHUCA-PONCE.

MANUAL DE PRÁCTICAS DE LA ASIGNATURA FISIOLOGÍA DICTADA POR LA CÁTEDRA DE FISIOLOGÍA NORMAL DE LA ESCUELA LUIS RAZETTI, FACULTAD DE MEDICINA. UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA. 2024-2025.



1827: UCV. Estatutos Republicanos: Creación de la Cátedra de Fisiología e Higiene.

HACIA LOS 200 AÑOS DE LA CÁTEDRA DE FISIOLOGÍA NORMAL.

UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA
FACULTAD DE MEDICINA
ESCUELA DE MEDICINA "LUIS RAZETTI"
CÁTEDRA DE FISIOLOGÍA NORMAL

MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA AÑO LECTIVO 2022-02A (AÑO 2024-2025)

UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA
FACULTAD DE MEDICINA
ESCUELA DE MEDICINA "LUIS RAZETTI"
CÁTEDRA DE FISIOLOGÍA NORMAL

MANUAL DE PRÁCTICAS DE FISIOLOGÍA
AÑO LECTIVO 2022-02A (2024-2025)

AUTORES

Antonio D´Alessandro Martínez
Ana Blanco Díaz
Alberto García González
Adriana Mayora Mejía
Yelitza Pérez Albarrán
Yully Castañeda García
Robert Chirimelli Velásquez
Andreína Acevedo Sulbarán
Jeannette Linares Vivas
Miguel Sol Valera
Jennifer Farias Itriago
Rubén Carvajal Santana

RECONOCIMIENTOS

Los autores de la presente edición de este Manual reconocen la participación de los siguientes profesores coautores de ediciones anteriores. Sus contribuciones han sido fundamentales para el desarrollo y la continuidad de los Manuales de Prácticas de la Cátedra de Fisiología Normal.

Profesores

Aaram Márquez Mercado

Adelaida Crespo Armas

Alais Pacheco Miranda (+)

Alicia Ponte Sucre

Carlos Rodríguez Estrada (+)

Eduardo Coll García (+)

Horacio Vanegas

Humberto García Arocha (+),

José Joaquín Domínguez Ávila (+)

Jorge Antonio Hernández (+)

María Magdalena Pulido

María N. Farreras de Lew.

Mercedes Schnell

Miriam A. Rivas Salazar

Nilda Negretti Sánchez (+)

Noelina Hernández Rojas

Roberto Sánchez de León (+)

Sonia Hecker de Torres

Venezuela Azabache

Jacobo Villalobos Azuaje

William Bracamonte Baran

Walid Hassan Soto

Jorge Arzola Ventura

Amarilis N. Romero

Emilia Díaz López

Rubén Carvajal Santana

Primera edición: Cátedra de Fisiología Normal, Universidad Central de Venezuela, 2008.

Décimo sexta edición: octubre 2024

Venezuela- Caracas

ISBN: 978-980-12-3261-2
Hecho el Depósito de Ley
Depósito Legal: If2522008574225

JEFE DE LA CÁTEDRA

PROF. ANTONIO D'ALESSANDRO MARTíNEZ

COORDINADORA DOCENTE

PROFA. ANA BLANCO DÍAZ

COORDINADORA DE PRÁCTICAS

PROFA. YULLY CASTAÑEDA GARCÍA.

COORDINADOR DE LITERATURA CIENTIFICA (DLC)

PROF. ANTONIO D'ALESSANDRO MARTÍNEZ

COORDINADORA DE PREPARADORES

PROFA. ANA BLANCO DÍAZ

COORDINADORA DE DISEÑO CURRICULAR

PROFA. ANDREÍNA ACEVEDO SULBARÁN

ÍNDICE

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 1	**ACTIVIDAD INTRODUCTORIA:** **Introducción a la Fisiología.** **Responsable: Ana Blanco Díaz**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 2	**DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA I:** **Introducción a la Investigación Científica.** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 3	**ACTIVIDAD PRÁCTICA: NEUROMUSCULAR** **SIMULACIÓN COMPUTACIONAL INTERACTIVA DEL SISTEMA NEUROMUSCULAR.** **Por PhisioEx. Versión actualizada.** **POR IRUB (Indagación de Resultados Usando Bibliografía) y/o** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 4	**REFLEJOS Y EXPLORACIÓN DE LA SENSIBILIDAD EN HUMANOS.** **APARATO VESTIBULAR-EQUILIBRIO.** **Responsable: Robert Chirimelli Velásquez**
ACTIVIDAD PRACTICA No. 5	**FISIOLOGIA DE LA VISIÓN.** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 6	**DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA II** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 7	**DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA III** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 8	**INMUNOLOGÍA** **Responsable: Adriana Mayora Mejía**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 9	**DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA IV** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 10	**FISIOLOGÍA CARDIOVASCULAR: EFECTO DE LA POSTURA Y EL EJERCICIO SOBRE LA PRESIÓN SANGUÍNEA Y LA FRECUENCIA CARDIACA. AUSCULTACIÓN DE LOS RUIDOS CARDIACOS. ANÁLISIS DE UN ECG.** **Responsable: Antonio D´Alessandro Martínez**
ACTIVIDAD PRÁCTICA N° 11	**FISIOLOGÍA RENAL: DEPURACIÓN Y CONCENTRACIÓN DE LA ORINA.** **Responsable: Ana Blanco Díaz**

Informes de Prácticas: para las prácticas que requieren la entrega de Informes, estos deben contener 4 hojas amaño carta, letra Arial N°11, con un espacio de interlineado. Utilice un único sistema de citas (Vancouver, Harvard, APA, etc.)
El contenido y la puntuación es la siguiente:

i. Breve introducción. Valor 2 puntos.
ii. Resultados Experimentales. Valor 7 puntos.
iii. Discusión de los Resultados. Valor 5 puntos.
iv. Conclusiones. Valor 3 puntos.
v. Referencias. Valor 1 punto.
vi. Anexo (s). Valor 2 puntos.

Actividades Especiales: algunas practicas tienen actividades especiales. Esta actividad tendrá un peso del 25% de la nota de la practica correspondiente. La actividad practica de visión tendrá dos actividades especiales y el promedio de las dos tendrá un peso del 35% de la práctica.

BIBLIOGRAFÍA GENERAL PARA LAS PRÁCTICAS

1. PhysioEx10.0. Laboratory Simulations in Physiology. P. Zao, T. Stabler, L Smith, A. Lokuta, E Griff. Updated. Pearson. USA. 2021.

2. S. I. Fox. Human Physiology Lab Manual. Ninth edition. McGraw-Hill. 2002.

3. Nancy E. Fernández G. Manual de Laboratorio de Fisiología. Segunda Edición. Editorial McGraw-Hill Interamericana, México, 1999.

4. R. Segura Cardona. Prácticas de Fisiología. Editorial Salvat, España, 1987.

5. Luis Lara Estrella, Antonio D´Alessandro Martínez, Ricardo Silva Bustillos, Patrizia Della Valle Zullo. Laboratorio de Biofísica y Electrofisiología. Editorial Equinoccio/ Funindes USB/UGTS. Venezuela. 2004.

6. Tracy L. Ediger. Human Anatomy & Physiology Lab Guide.

7. S. N.Sarikas. Visual Anatomy & Physiology Lab Manual. 2017.

8. BIOPAC Student Lab.
https://www.biopac.com/video/?video_category=biopac-student-lab&v=bsl-student-download

TIPOS DE MANUALES DE LABORATORIO

El Manual de Laboratorio en Venezuela. Caso de la carrera Medicina en la Universidad Central de Venezuela.

Autores: Antonio D´Alessandro Martínez (*, **) y Ana Blanco Díaz (*).

(*) Catedra de Fisiología Normal. Escuela Luis Razetti.

(**) Instituto de Medicina Experimental. Laboratorio de Contractilidad Miocárdica. Facultad de Medicina. Universidad Central de Venezuela.

INTRODUCCIÓN.

Desde hace muchos años se han publicado Manuales de Laboratorio en sus diversas modalidades. Desde la antigüedad (por ejemplo, el libro clásico del pulso, Mai Jing) hasta más recientemente se han publicado manuales de ciencias naturales y de medicina, por ejemplo. Estos manuales tienen por objetivo, orientar en la realización eficaz de procedimientos experimentales y de técnicas usadas en diversas áreas de conocimientos. En medicina, por ejemplo, en Fisiología Humana se han publicado diversos manuales de practicas con sujetos y de técnicas quirúrgicas. En el año 1937, profesores (entre ellos el Premio Nobel de Fisiología, Bernardo Houssay) del Instituto de Fisiología de la Facultad de Ciencias Médicas de la Universidad de Buenos Aires publicaron la Guía de Trabajos Prácticos de Fisiología. En la Facultad de Medicina de la Universidad Central de Venezuela (UCV), la Cátedra de Fisiología Normal de la Escuela Luis Razetti ha publicado diversas ediciones (desde el año 1972 hasta el 2024) de un Manual de Prácticas para ser usado en las actividades prácticas de la asignatura Fisiología del segundo ano de la carrera de medicina. También un grupo de profesores de la Universidad Simón Bolívar (Sartenejas, Venezuela) publicó en el año 2008 un Manual de Practicas de Fisiología para usarse en su postgrado de Ingeniería Biomédica.

Hemos realizado una clasificación de los diversos tipos de manuales de laboratorio en: 1. Clásico, y basado en: 2. Construcción de equipos, 3. Procesamiento de datos, 4. Indagación de resultados usando bibliografía (IRUB), 5. Simulaciones computacionales. 6. Proyectos de investigación, 7. Mixtos.

TIPOS DE MANUALES.

1. Manual clásico.

El manual clásico consiste en una guía de instrucciones que el estudiante debe seguir usando instrumentos ya existentes, adquiridos por la institución o donación de entes públicos o privados, hay manipulación de especímenes o del propio ser humano. Se puede disponer de una interfase computacional (tarjeta de adquisición de datos y gráfica) que convierta los datos analógicos provenientes de la medición de variables fisiológicas en señales digitales que pueda ser procesada por un software adecuado como Labview, BIOPAC, Neurosim o cualquier otro.

2. Manual con construcción de equipos.

Si en la modalidad anterior el estudiante debe construir los equipos a usar tenemos otra modalidad.

3. Manual basado en procesamiento de datos.

Se dan las instrucciones para hacer los experimentos, se presentan fotos o videos de los instrumentos/aparatos y de las manipulaciones que debería hacer el estudiante, pero el estudiante realmente no ejecuta nada, dándose los datos que deben obtenerse en cada experimento haciéndose énfasis en el procesamiento de los datos (representación gráfica, ajuste de curvas, análisis de los resultados, discusión y conclusiones).

4. Manual basado en Indagación de Resultados usando Bibliografía (IRUB).

El estudiante debe indagar los posibles resultados de los experimentos usando las referencias pertinentes y hacer el procesamiento e interpretación de datos consiguiente. Este tipo de prácticas se denomina IRUB (Indagación de Resultados Usando Bibliografía),

5. Manual basado en Simulaciones Computacionales.

El advenimiento de las computadoras, su rápido desarrollo y gran potencialidad ha hecho posible la visualización de los modelos matemáticos los cuales pueden ser relativamente simples o muy complejos. Estas visualizaciones son de gran importancia en la ciencia y en su enseñanza. En este último caso podemos disponer de laboratorios de enseñanza computacionales que permiten visualizar diversos eventos fisiológicos desde la génesis del potencial de reposo y potencial de acción neuronal y muscular, y también eventos que ocurren en los sistemas inmune y renal, entre otros. Por más complejo que elaboremos un modelo intentando arrojar resultados que se parezcan lo

más posible a la realidad debemos estar conscientes que el modelo no puede suplantar a la realidad, aun cuando en muchos casos sea la única forma de comprenderla. En un laboratorio computacional para la enseñanza, la interactividad es muy importante, es decir, el usuario debe ser capaz, por ejemplo, de modificar las diversas variables fisiológicas consideradas en el modelo y evidenciarse visualmente los cambios producidos en forma gráficas (datos, tablas, cuadros e imágenes).

6. Manual basado en proyectos de investigación.

En este caso el equipo de prácticas a partir de las directrices del profesor debe realizar un proyecto que consista en realizar una determinada práctica de fisiología, pero sin guion prestablecido. El equipo debe dotarse de los materiales y reactivos necesarios si es el caso, siempre con el asesoramiento del profesor.

7. Manual Mixto.

Cuando presentan por lo menos dos características atribuidas a los manuales descritos.

NOTA: El profesor asignado a cada GRUPO DE PRÁCTICAS debe notificar a la Coordinación de Prácticas (adaless@usb.ve) la finalización de la actividad correspondiente y debe proceder de inmediato a colocar las calificaciones en la carpeta correspondiente ubicadas en la Secretaría de la Cátedra y enviarlas adecuadamente identificadas (grupo, equipo, nombre del estudiante) adicionalmente al correo antes mencionado.

Formas de evaluación de las diversas Actividades Prácticas.

Nota: Si las actividades se realizan presencialmente no se requiere video. TICS:Tecnologías de Información y Comunicación.

Actividad	Forma de evaluación	Medio a utilizar para comunicarse (*)
1. Introductoria	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas**
2. DLC 1	**Reunión con estudiantes a presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas**
3. Neuromuscular	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación. Video de la simulación computacional realizada por cada equipo más Informe de la simulación.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
4. Reflejos y exploración de la sensibilidad en humanos. aparato vestibular-equilibrio.	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación. Video de la práctica realizada por cada equipo más Informe de la práctica. Informe de la práctica.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
5. Fisiología de la Visión	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación. Video de la presentación por equipo u otra modalidad de evaluación.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
5. DLC 2	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación. Video de la presentación por equipo u otra modalidad de evaluación.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
6. DLC 3	**Reunión con estudiantes presencial o a distancia. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación. Video de la presentación por equipo u**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**

	otra modalidad de evaluación.	
7. Inmunología	**Encuentro presencial (Seminario) o video de la presentación por equipo más el Informe correspondiente.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
8. DLC 4	**Encuentro presencial o video de la presentación final por equipo (se evalúa individualmente) u otra modalidad + REPORTE DEL ARTICULO**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
9. Efecto de la postura y el ejercicio sobre la presión sanguínea y la frecuencia cardiaca. Auscultación de los ruidos cardiacos. Análisis de un electrocardiograma.	**Encuentro presencial o video de la práctica realizada por cada equipo. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación + Informe de la práctica + análisis de un ECG.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas.**
10. Dilución y concentración de la orina	**Encuentro presencial o video de la práctica realizada por cada equipo. Intervenciones, examen corto, cuestionario por equipo u otra modalidad de evaluación + Informe de la práctica + análisis de un ECG.**	**Encuentros presenciales. Internet, TICS sincrónicas y/o asincrónicas, encuentros presenciales.**

(*) Cualquier otra modalidad deberá ser notificada por el Profesor al Coordinador de Prácticas y al Responsable de la Práctica.

CÁLCULO DE LA NOTA TEÓRICA, PRÁCTICA, PREVIA Y DEFINITIVA.

C1. PROMEDIO DE EXÁMENES TEÓRICOS = <T> = (T1 + T2 + T3)/3

- ✓ **C2. NOTA DE EXÁMENES PRÁCTICOS**

PP1: 25% DE LA NOTA PRACTICA.

PP2: 25% DE LA NOTA PRACTICA.

- ✓ **C3. NOTA DE DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA DLC**

NOTA DLC = 20% DLC 1 + 20% DLC 2 + 20% DLC 3 +

40% (20% Exposición + 20% REPORTE) DLC 4

DLC 4 = 20%Exposición + 20% REPORTE

- ✓ **C4. NOTA DE ACTIVIDADES PRÁCTICAS = <N>**

<N> = (N1 + N2 + N3 + N4 + N5 + N6) / 6

NOTA PRÁCTICA = 25% PP1 + 25% PP2 + 25% DLC + 25% N

NOTA PREVIA = 65% <T> + 35% NOTA PRÁCTICA

NOTA DEFINITIVA = 70% NOTA PREVIA + 30% EXAMEN FINAL

- ✓ **LA NOTA PREVIA SE REDONDEA HACIA ABAJO SI LA FRACCION ES MENOR QUE 0,5 Y SE REDONDEA HACIA ARRIBA SI LA FRACCION ES IGUAL O MAYOR 0,5, SEGÚN RESOLUCIÓN DEL CONSEJO UNIVERSITARIO UCV.**

ACTIVIDADES COMPLEMENTARIAS

(NO SERÁN EVALUADAS)

SE ENTREGARÁ UN CERTIFICADO DE ASISTENCIA A LOS QUE HAYAN ASISTIDO AL 70% O MAS DE LAS CONFERENCIAS.

NOTA: algunas de las actividades prácticas y complementarias se realizarán con el software:

PhysioEx10.0. o superior Laboratory Simulations in Physiology. P. Zao, T. Stabler, L Smith, A. Lokuta, E Griff. Updated. Pearson. USA. 2021.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 1.

ACTIVIDAD PRÁCTICA ESPECIAL
ACTIVIDAD INTRODUCTORIA: Introducción a la Fisiología
Responsable: Profesora Ana Blanco Diaz

OBJETIVOS

1. Discutir el objetivo de la Fisiología Médica y de la Fisiología Experimental.
2. Discutir las normas éticas para el manejo de los animales de experimentación.
3. Analizar los Elementos de Ética Médica y del consentimiento informado.
4. Discutir los aspectos involucrados en la motivación intrínseca y externa.
5. Analizar los fundamentos del trabajo colaborativo.
6. Discutir los diversos métodos que permiten obtener información y comprender lo que dicen los libros de texto.

PROCEDIMIENTO

La actividad se organiza combinando las experiencias docentes acumuladas en los años anteriores con diversas técnicas modernas de enseñanza-aprendizaje, para orientar a los estudiantes hacia el logro de su mejor desempeño en la materia.

Referencia General: *Dee Unglaub Silverthorn. Human Physiology. Cap. 1. Introduction to Human Physiology. Eight edition, Pearson, Malaysia, 2019. Hay edición en castellano.*

TEMARIO

1**. Fisiología General. Fisiología Animal. Fisiología Humana. Fisiología Médica. Modelos experimentales (cultivos celulares y modelos animales). Experimentación con humanos. Evolución de la Fisiología Experimental en el Instituto de Medicina Experimental-UCV (Augusto Pi Suñer, Francisco de Venanzi, Humberto García Arocha, Eduardo Coll García, Sonia Hecker, Mario Altamirano, Alicia Ponte-Sucre, Itala Lippo de Becemberg, Marcelo Alfonzo Rosas, entre otros). Modelos teóricos y matemáticos en Fisiología (Biología Teórica, Fisiología Matemática, Biofísica). La homeostasis (Claude Bernard y Walter Cannon). Estructura y función. Función (finalidad, lo teleológico, para qué) y Proceso o mecanismo (causa de los fenómenos, el cómo). Adaptación o Heterostasis. Sistemas de Control en lazo abierto y en lazo cerrado.**

Página web:
https://es.wikipedia.org/wiki/Fisiolog%C3%Ada
https://www.tribunadelinvestigador.com/ediciones/2016/1/

Libros:
- Dee Unglaub Silverthorn. Human Physiology. Cap. 1. Introduction to Human Physiology. Eight edition, Pearson, Malaysia, 2019.

En español puede usarse:
Fisiología Humana. Dee Unglaub Silverthorn. Un enfoque integrado. 4ta edición o superiores. Editorial Médica Panamericana. Cap. 1: Introducción a la Fisiología. Argentina. 2008.

-Fiorenzo Conti (Editor). Fisiología médica. Editorial McGraw-Hill. China. 2010. Cap. 1: Evolución del pensamiento fisiológico (autores: G. Corbellini y S. Candi).

- David Randall, Warren Burggren, Kathleen French, Russell Fernald.
Eckert´s Fisiología Animal. Mecanismos y adaptaciones. Cuarta edición. McGraw-Hill Interamericana, España, 2002. Capítulo 1: El estudio de la fisiología animal.

-J. Treguerres (Editor). Fisiología Humana. Tercera edición (existe una cuarta edición) Editorial McGraw-Hill. Colombia. 2005. Cap. 1: Concepto y contenido de la fisiología (Autor: José Delgado García).

- M. Dvorkin, D. Cardinali, R. Iermoli (Editores). Best & Taylor. Bases Fisiológicas de la práctica médica. Editorial Médica Panamericana. Argentina. 2010. Cap. 0: Introducción a la Fisiología (Autores: M. Dvorkin, G. LaMura, C Lázaro).

Para modelos matemáticos en Medicina:
Antonio D'Alessandro Martínez, William Bracamonte Baran y Aniuska Sutil Rosas.
Temas de Fisiología y Biofísica. Vol. 1. Cap. 1: Modelos matemáticos en la investigación biomédica.
Universidad Simón Bolívar. Sección de Biofísica y Bioingeniería. Unidad de Gestión de Tecnología en Salud.
-Artículos:
Augusto Pi Suñer. Instituto de Medicina Experimental. Discurso inaugural. 1940. Tribuna del Investigador. Vol. 17. No. 1. Pp 5-9. 2016.
Disponible en: https://www.tribunadelinvestigador.com/ediciones/2016/1/art-2/

2. Tratamiento de animales de experimentación. El uso de animales de experimentación en las prácticas de Fisiología y normas éticas.

Libro: David Randall, Warren Burggren, Kathleen French, Russell Fernald. Eckert´s Fisiología Animal. Mecanismos y adaptaciones. Cuarta edición. McGraw-Hill Interamericana, España, 2002. Capítulo 2: Métodos experimentales en Fisiología.

Artículos recomendados:

-Silvia Fernández. El modelo animal en las investigaciones biomédicas. Biomedicina, 2006, 2 (3), pp 252-256.

- MAª Pilar Vinardell. Alternativas al uso de animales de experimentación en las prácticas de fisiología. Fuente: FISIOLOGÍA. Boletín de la SECF. Vol 6, No.1. Febrero 2003. http://www.seccff.org/boletines/vol6/n1/11.php

3. ¿Qué significa ser médico? Elementos de Ética Médica. Ley de Ejercicio de la Medicina. Código de deontología médica. Juramento hipocrático. Juramento de Luis Razetti.

Libros:
-Peter Medawar. El extraño caso de los ratones moteados y otros ensayos sobre ciencia. Editorial Drakontos, España, 1997. Ensayo 15: en defensa de los médicos.
-Castillo Valery, Alfredo (1986). Ética médica ante el enfermo grave. Barcelona, España. Editorial JIMS, S.A.
-Silva, Oscar I; Piña de Vásquez, Elizabeth; Barreto, Rafael A. (1999). Ética en medicina. Responsabilidad profesional. Módulo 2. Centro Nacional de Bioética Venezuela (CENABI). Comisión de estudios de postgrado. Universidad Central de Venezuela.
-Silva, Oscar I; Piña de Vásquez, Elizabeth; Barreto, Rafael A. (1999). Ética en medicina. La relación médico-paciente. Justicia sanitaria. Módulo 3. Centro Nacional de Bioética Venezuela (CENABI). Comisión de estudios de postgrado. Universidad Central de Venezuela.
-Barbara MacKinnon. Ethics. Theory and contemporary issues. Eighth edition. CENGAGE learning, USA, 2015.
-John Spandorfer, Charles Pohl, Sussan Rattner, Thomas Nasca (Editores). Professionalism in medicine. Cambridge University Press, UK, 2010.
-José F. Juárez. Ética Profesional. Universidad Católica Andrés Bello, Caracas, 2009. Ver en este libro el artículo: Hacia una ética de los profesionales de la salud. Ludwig Schmidt.

Artículo: Eduardo García Solís. Ser médico en la pandemia. Revista CONAMED. Derechos humanos y salud. Vol. 26, No. 2, 2021, pp 95-97.

Articulo: Medicina despersonalizada: la relación médico-paciente en tiempos de pandemia. Jacobo Villalobos Azuaje. 2020. El Estímulo.

Articulo: La sociedad ilimitada de la comunicación frente al desafío de la cuarentena global. Jacobo Villalobos Mijares. Apuntes Filosóficos. Vol. 29. No. 57. Pp: 52-84.

4. Los derechos del paciente. Consentimiento informado. Riesgos del paciente en la aplicación de una técnica diagnóstica o de terapia. Participación de seres humanos en experimentos.

Artículo: Ofelia Uzcátegui U., Judith Toro Merlo. Consentimiento informado (Editorial), Revista de Ginecología y Obstetricia de Venezuela. Vol. 68. No.1. 2008.
http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0048-77322008000100001

5. Motivación externa e intrínseca.

Libro: Teorías del Aprendizaje (sexta edición). Dale H. Schunk. Pearson, México, 2012.
Capítulo 8: Motivación. Páginas 345 -398.

Libro complementario: Science Education in Theory and practice. An introductory guide to learning theory. Ben Apkan & Teresa Kennedy (editores). Springer, Switzerland, 2020.

Artículo 2: Páginas 17-28.
Artículo 4. Páginas 45-54.

6. ¿Cómo estudiar? El trabajo en equipos. Aprendizaje colaborativo.
Libro: Teorías del Aprendizaje (sexta edición). Dale H. Schunk. Pearson, México, 2012.*Capítulo 9: Autorregulación. Páginas 399-443.*

https://fb.watch/9_co4Pl5ig/

El profesor puede hacer usos de otros videos.

7. ¿Cómo obtener información y comprender lo que dicen los libros de texto?

i. *Comprensión lectora*: Se da un párrafo tomado de un libro de Biología de Bachillerato, de Bioquímica o de Fisiología a nivel universitario y se le solicita a cada estudiante que responda varias preguntas sobre el mismo. Esto formará parte de la nota de la actividad.

Artículos:
1. Montes-Salas, Ana María; Rangel-Bórquez, Yadira; Reyes-Angulo, José Antonio
Comprensión lectora. Noción de lectura y uso de macrorreglas.
Ra Ximhai, vol. 10, núm. 5, julio-diciembre, 2014, pp. 265-277.
2. Irma Vera-Sánchez y Erick Landeros-Olivera. Competencia Comprensión Lectora en el Aprendizaje de Anatomía y Fisiología en Estudiantes del Área de la Salud.
Salud y Administración. Vol 2. No. 6. Pp 49-53.

Libro:

Gilberto Fregoso. Los problemas del estudiante universitario con la lectura. Un estudio de caso. Universidad de Guadalajara. México, 2005.

Página web:
https://www.canva.com/es_mx/aprende/80-ejercicios-comprension-lectura/

ii. *Lecto-escritura*.
Artículo:
María del Carmen Valero. Revista de Clases historia. Publicación digital de Historia y Ciencias Sociales. Artículo Nº 280. 15 de febrero de 2011.

Las fallas de lectoescritura se pueden evidenciar si el profesor le envía un párrafo escrito de un texto de fisiología y éste le devuelve un audio (por ejemplo, mensaje de voz) y luego el profesor envía al estudiante un audio correspondiente a un párrafo de un texto de fisiología y el estudiante debe transcribir por escrito el audio enviado y enviárselo al profesor. También éste puede solicitar al estudiante que redacte un pequeño ensayo (una página tamaño carta) sobre algún tópico de interés y constatar que está redactado adecuadamente.

iii. Elaboración de diagramas, tablas y cuadros. Ejemplos.

iv. Elaboración de diagramas de bloques y de flujos. Diferencias y Semejanzas. Ejemplos.

v. Elaboración de mapas de conceptos, mentales, mixtos y mandalas. Mapas ausubelianos (diferenciación progresiva y reconciliación integrativa) y no ausubelianos. Ejemplos.

Libros:
- Dee Unglaub Silverthorn. Human Physiology. Cap. 1. Introduction to Human Physiology. Eight edition, Pearson, Malaysia, 2019. Hay edición en castellano.
- A. Ontoria et al. Mapas Conceptuales. Una técnica para aprender. Editorial Narcea. Madrid. 2010.
-A. Ontoria et al. Aprender con mapas mentales. 5ta edición. España.
-T. Buzan. ¿Cómo crear mapas mentales? Editorial Urano, 2004.
-Nydia Perera. Mapas conceptuales y mapas mentales. Como instrumentos para la creatividad y el aprendizaje. 8va edición. Caracas-Venezuela. 2010.
-Artículos sobre mapas de conceptos, mapas mentales, mandalas y esquemas:
-Mapas mentales. Edu.
-El mapa conceptual un instrumento educativo polivalente para las ciencias de la salud. Su aplicación en histología. Educación Médica, Vol. 9, No. 2. Junio 2006. Pp: 51-58.
-Josefina Peña González. El esquema. Una estrategia de estudio y aprendizaje. Educere. Año 17. No. 57. Mayo-Agosto 2013. Pp 241-248.
-Pedro Reyes. Mapas conceptuales. Full innovation S. A.C. Ideas y soluciones.

APÉNDICES
ACTIVIDAD INTRODUCTORIA

Centro Nacional de
Bioética
Venezuela

Caracas, 16 de Mayo de 2011

Ciudadana
Dra. Miriam Rivas
Jefe de Cátedra de Fisiología Normal
Escuela Luis Razetti
Presente.-

Por medio de la presente le informamos que el Comité de Investigación del CENABI recibió el Informe elaborado por la Cátedra que usted dignamente dirige, en el cual describe con detalle el uso de animales de experimentación en las prácticas dictadas.

Una vez analizado el documento, este Comité decidió *informarle que comparte los planteamientos que hace la Cátedra* y considera que no existen objeciones éticas al respecto.

Sin otro particular, queda de usted.

Atentamente,

Dra. Isis Nézer de Landaeta
Presidenta

Sede: CENABI, Escuela de Enfermería, Av. Miguel Otero Silva, Urb. Sebucán, Caracas, Venezuela. Telefax: 286-6785 Zona Postal 10[illegible]

CONSENTIMIENTO INFORMADO

La Cátedra de Fisiología Normal de la Escuela de Medicina “Luis Razetti”, dentro del programa de estudio de pregrado, contempla el desarrollo de actividades prácticas orientadas a la comprensión, por parte del estudiante, de procesos fisiológicos asociados con la práctica médica diaria. Estas actividades prácticas son desarrolladas en las aulas de la Cátedra ubicada en el Instituto de Medicina Experimental (IME), ejecutadas por los estudiantes de Fisiología inscritos en condición regular, supervisados y orientados por el personal docente de la Cátedra. Cada una de las prácticas está descrita en el Manual de Prácticas editado anualmente por la Cátedra de Fisiología y autorizado por la Comisión de Currículo de la Escuela de Medicina “Luis Razetti” de la Universidad Central de Venezuela.

Yo, ________________________________, titular de la cédula de identidad número____________, estudiante de Fisiología Normal en la Escuela de Medicina “Luis Razetti” de la Universidad Central de Venezuela, autorizo al personal docente de dicha Cátedra a que me extraiga una muestra de sangre venosa o utilice mi orina para el desarrollo de las actividades prácticas de la asignatura durante el presente año académico. Los resultados obtenidos serán utilizados con fines didácticos y académicos, tales como la realización del informe de la práctica específica, o presentación de algún trabajo de investigación en algún evento científico, manteniendo siempre el anonimato de la muestra. Dejo constancia de que he sido informado del procedimiento a seguir y que no he recibido ni recibiré ningún beneficio económico o académico por la muestra obtenida.

En Caracas, / /

Firma del estudiante
C.I.

Firma del docente.
C.I.

Firma de testigo.
C.I.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 2
ACTIVIDAD PRÁCTICA
DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA I:
Introducción a la Investigación Científica.
Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

Analizar las características fundamentales del método científico
Desarrollar habilidades de compresión de lecturas científicas.
Estimular el análisis crítico de artículos científicos.
Desarrollar modelos de presentación de trabajos científicos.
Reforzar contenidos del programa teórico de la asignatura.

La DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA (DLC) consiste en discutir, con cada uno de los equipos de práctica, artículos científicos originales publicados en revistas indexadas y arbitradas, en idioma inglés, previamente evaluados y seleccionados por la Cátedra de Fisiología Normal.
Estos artículos no pueden ser de divulgación, revisiones (reviews, en inglés) ni metaanálisis, los cuales son muy importantes pero no son los adecuados para la actividad DLC. Los artículos a discutir estarán relacionados con algún tema del programa teórico correspondiente a la asignatura "Fisiología" así como también pueden estar relacionados con aspectos clínicos y fisiopatológicos que involucren el dominio de aspectos fisiológicos contenidos en el programa de fisiología.

DESCRIPCIÓN

La DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA se llevara a cabo en cuatro (4) sesiones de asistencia obligatoria. Se podrán programar consultas adicionales, en horario ad-hoc, entre el Profesor y los Estudiantes.
La primera sesión: DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA I **(DLC I)** consta de la presentación de la actividad y la entrega del artículo, esta primera sesión será evaluada (20%).
Se discutirán adicionalmente tópicos relacionados con la investigación científica.
La segunda sesión: DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA II **(DLC II)** consta de la discusión de los avances y progresos realizados por los estudiantes sobre el contenido del artículo. Esta actividad será evaluada individualmente mediante un video. Su peso será 20%.
En la tercera sesión: DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA III **(DLC III)** se revisa la actualización y el estado del arte del tema relacionado con el artículo. Esta actividad será evaluada individualmente mediante el envío de un video. Su peso será 20%.
En la cuarta sesión: DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA IV **(DLC IV)** se realiza la Presentación oral del trabajo. Esta actividad será evaluada individualmente (exposición) y grupalmente (monografía) con unas normas que se enviarán posteriormente. Su peso será 20%..
REPORTE: Su peso será 20%. Las indicaciones para su elaboración se indicarán en este manual.

EVALUACIÓN

La nota final de la actividad será individual; y estará conformada por la suma de las notas porcentuales de las calificaciones obtenidas en las cuatro sesiones, **DLC I 20%, DLC II 20%, DLC III 20% y DLC IV 40 % (20%Presentación Final + 20%Reporte). La DLC I se evaluará mediante un cuestionario por equipo u otra opción que decida el profesor.**

Para DLC II, DLC III y DLC IV los estudiantes deben acordar su presentación usando comunicación on line, videos grabados enviados al profesor o presencial si fuere el caso.

NOTA: Eventualmente los mejores trabajos podrán ser seleccionados, a juicio de la Cátedra, para su presentación en las Jornadas Científicas "Dr. Francisco de Venanzi" del Instituto de Medicina Experimental (IME) "Dr. José Gregorio Hernández". Los participantes en dichas Jornadas recibirán el certificado correspondiente.

DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA I:
INTRODUCCIÓN A LA INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA.

CONTENIDO

I. Explicación por parte del Profesor del fundamento, objetivo, procedimiento y evaluación de la actividad. Inducción al uso de la Internet. Tecnologías de Información y Comunicaciones (TICs), bases de datos, como herramientas para la búsqueda del conocimiento científico.

TICS
-Ana Beatriz Martínez y Nayesia Hernández (compiladoras). Comunicación y aprendizaje en el ciberespacio. Las comunidades virtuales. CDCH, UCV, Caracas, Venezuela, 2010.
-Alicia Ponte-Sucre. Las TIC en el combate de las enfermedades desatendidas: una visión latinoamericana, 2014. Fundación Telefónica, Venezuela.
-Ana Blanco Díaz y Antonio D´Alessandro Martínez. La enseñanza teórica de la fisiología renal: Un enfoque fundamentado en la educación basada en competencias. Revista Docencia Universitaria, Vol. XXI, No. 2, Año 2021.

II. Los métodos de la ciencia.
1. Inductivo-deductivo aristotélico. Silogismos Aristotélicos. Modificaciones del método aristotélico (Roger Bacon, Grosseteste, Francis Bacon, John Stuart Mill). 2. Hipotético-deductivo (el método del neopositivismo y del racionalismo crítico). 3. El método axiomático. 4. El método científico-experimental. Evolución de este método a partir de Galileo. Uso en la investigación biomédica y ciencias de la salud. Relaciones entre ciencia, tecnología y técnica. 5. La navaja de Ockam.
6. Lenguaje de la ciencia, realidad y teorías de la verdad.
7. El método científico en la: i. práctica médica (abordaje del paciente: anamnesis (interrogatorio del paciente, historia clínica), diagnóstico (la clínica y el uso de exámenes de laboratorio e imágenes), pronóstico, control del pronóstico (terapia) y evaluación del tratamiento, ii. investigación clínica y iii. Investigación epidemiológica.
8. Los métodos de las ciencias humanas. La relación entre los métodos de las ciencias naturales y los métodos las ciencias humanas. El método científico de la matemática y de la lógica. La matematización de la ciencia.

9. Medicina basada en evidencias. Pacientes estandarizados.
10. Cuatro acepciones de metodología científica: i. Metodología como método de la ciencia, ii. Metodología como reglas para presentar anteproyectos y proyectos de investigación científica y protocolos experimentales, iii. Metodología como el conjunto de aspectos que deben incluirse en la redacción de un artículo científico (resumen, introducción, marco teórico, marco metodológico, resultados experimentales, discusión, conclusiones). iv. Metodología como técnicas usadas en una investigación científica.
11. Breve introducción a la metodología de la investigación científica cualitativa y cuantitativa.

Libros sobre los métodos científicos:

-John Losee. Historia de la filosofía de la ciencia. Alianza Editorial, Espana,1981,
-Julio Fernández Martín. Los métodos de la ciencia. Departamento de Física y Química. IES. Gerena. 2001. Actividad 2: El método científico. Pp: 12-15.
-Stephen S. Carey. A beginner´s guide to scientific methods. Fourth edition. Wadsworth, EUA, 2011.
-Peter Kosso. A summary of scientific methods. Springer, 2011.
-Robert Nola & Howard Sankey. Theories of scientific methods. An Introduction. Acumen, UK, 2007.
-John Zammito. A nice derangement of epistemes. The University of Chicago Press.
-Ruy Pérez Tamayo. ¿Existe el método científico? El Colegio Nacional y FCE, México, 1998.
-Cesar Ulises Moulines (Editor). La ciencia: estructura y desarrollo. Editorial Trotta, Madrid, 2013.
-Javier Echeverría. Introducción a la metodología de la ciencia. Barcanova.
-Jeffrey Baker y Garland Allan. Biología e Investigación Científica. Fondo Educativo Interamericano, EUA, 1970. Capítulos: 3, 4 y 5.
-Jeffrey Baker y Garland Allan. Scientific Process and Social Issues in Biology Education. Springer. Switzerland. 2017. Chapters: 2, 3, 4.
-Cesar Lorenzano. Estructura y método de la ciencia: escritos actuales de epistemología. 2014.
-Karl Popper. La lógica de la investigación científica. Tecnos, Madrid, 1999.
-Mario Bunge. La ciencia, su método y su filosofía. Siglo veinte, Argentina, 1974.
-Iván Hurtado León y Josefina Toro Garrido. Paradigmas y Métodos de Investigación en tiempos de cambio. Episteme Consultores Asociados. Venezuela, 1997.
-Mauricio Beuchot. La hermenéutica como herramienta en la investigación social. México. 2007.
-Eduardo Romero Vecchione. La investigación clínica: del protocolo al paciente. Aspectos metodológicos y normativa ética. CDCH-UCV. 2021.

-Libros de metodología de la investigación científica:

1. Carlos Sabino. El proceso de la investigación. Editorial Panapo, Caracas, 1992.
2. Roberto Hernández Sampieri y C.P. Mendoza Torres. Metodología de la investigación. Las rutas cuantitativa, cualitativa y mixta. McGraw-Hill Education, México. 2018.

3. Jesús Alirio Silva. Metodología de la investigación científica. Elementos básicos. Ediciones CO-BO, Caracas, 2010.
4. Mario Tamayo y Tamayo. El proceso de la investigación científica. Editorial Limusa/ Noriega Editores. México, 1996.
5. Rafael Álvarez Cáceres. El método científico en las ciencias de la salud. Ediciones Diaz de Santos. Madrid.1996.

-Artículos:

1. Allan Hernández Chanto. El método hipotético deductivo como legado del positivismo lógico y del racionalismo-crítico. Ciencias económicas 26-No. 2: 2008. Pp 183-195.
2. W. Daros. ¿Qué es un marco teórico? Enfoques, 2002, nº1-2, pp 73-112. Actualizado en 2009.
3. La Necesidad de Aplicar el Método Científico en Investigación Clínica. Problemas, Beneficios y Factibilidad del Desarrollo de Protocolos de Investigación. Tamara Otzen, Carlos Manterola, Iván Rodríguez-Núñez & Maricela García-Domínguez. Int. J. Morphol. 35(3):1031-1036, 2017.

-Página web:
https://es.wikipedia.org/wiki/M%C3%A9todo_cient%C3%ADfico

III. Asignación del artículo correspondiente a cada equipo.
-Explicación de la estructura tradicional de un artículo científico (título del trabajo, resumen, palabras claves, introducción, marco teórico, materiales y métodos, resultados experimentales, discusión, conclusiones, limitaciones, agradecimientos), referencias (sistema de citas). Medición del impacto del trabajo. Diferencias entre los diferentes tipos de artículos: original, de revisión, meta-análisis y divulgación.
-Diseño elemental de un experimento. Cálculo de la muestra. La hipótesis nula y la hipótesis alternativa. Variable dependiente e independiente. El Ceteris Paribus. Interpretación y elaboración de gráficas. Estadística elemental: media o promedio, mediana, modo o moda. Comparación de medias (t de student) y varianzas (Anova) entre grupos de un experimento. Significado del estadístico “p”. El chi cuadrado. Ejemplos. Presentación y manejo estadístico de resultados (tablas, gráficos, cuadros, figuras).

Libros:

1. Dee Unglaub Silverthorn. Human Physiology. Cap. 1. Introduction to Human Physiology. Eight edition, Pearson, Malaysia, 2019. Hay edición en español.
2. Metodología de la Investigación Clínica. Aspectos prácticos y éticos. Eduardo Romero Vecchione, Yaira Mathison Natera y Francisco Rosa Alemán. Universidad Central de Venezuela. 2012.
3. Julio Fernández Martín. Los métodos de la ciencia. Departamento de Física y Química. IES. Gerena. 2001. Representación gráfica. Interpretación de los datos obtenidos en la experimentación. Pp: 20-32. El profesor y los estudiantes deben presentar casos de fisiología

4. Gráficos, construcción e interpretación. Luis Cortés, Melquíades Marcano y Gianni Pinardi. Editorial Reverté Venezolana. Pp: 1-193.
5. Estadística General (Problemas y sus soluciones). Gerardo Campos. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Ciencias Económicas y Sociales. División de Publicaciones. Carcas, 1976.
6. Bases conceptuales y metodológicas de la Estadística Médica. Luis Quevedo Segnini. Caracas, 1971.
7. Hoja de Cálculo Excel.
8. Paquete de Estadística: STATISTICA, SPSS.
9. Base de datos ACCESS, DBASE.

Artículos:

1. La prueba t: https://www.jmp.com/es_es/statistics-knowledge-portal/t-test.html
2. Repeated measure ANOVA.
3. Manuel Molina. ¿Qué significa realmente el valor de p? Rev Pediatr Aten Primaria. 2017; 19:377-81.
4. Weimo Zhu. $p < 0.05, < 0.01, < 0.001, < 0.0001, < 0.00001, < 0.000001$, or < 0.0000001 . . . Journal of Sport and health sciences. Volume 5, Issue 1, March 2016, Pages 77-79.
5 Gail Sullivan & Richard Fein. Using effect size or why the p-value is not enough? Journal of graduate medical education. 2012, pp 279-282.
6. Statistical test, P values, confidence intervals, and power: a guide to misinterpretations. Eur. Journal Epidemiol (2016) 31: 337-350.
Sander Greenland, Stephen J Send, Kenneth J. Rothman, John B Carlin, Charles Poole, Steven N. Goodman, Douglas G Altman.

Artículos:
1. Jennifer Raff. Agosto 2017 - Actualizado 14 Diciembre 2017.
2. Pilar Blanco Altozano. El artículo científico: puntualizaciones acerca de su estructura y redacción. Universidad de la Laguna. Santa Cruz de Tenerife.

IV. El argumento o razonamiento como la conjunción de i. Hipótesis o premisas y ii. La predicción o conclusión. Premisas falsas y verdaderas. Conclusión falsa o verdadera. Argumentos válidos o inválidos. La tabla de verdad del condicional (P implica Q). Ejemplo del salmón presentado por Baker y Allen. Falacias presentes en los artículos científicos. Ejemplos. Ética en la investigación científica: Comportamientos inadecuados en la investigación científica y en la comunicación de sus resultados.

Libros:
1. Carmen García Trevillano. El arte de la Lógica. Editorial Tecnos (Anaya), España, 2008. Páginas 179-182. En este libro está:
i. Caso de William Harvey: Análisis lógico tomado del libro "De motu cordis…
ii. Caso de Charles Darwin. Análisis lógico tomado del libro "El origen de las especies"

2. Irving Copi & Carl Cohen. Introducción a la Lógica. Limusa, México, 2009. Cap 3: Falacias. Cap. 13: Ciencia e Hipótesis.
3. Jeffrey Baker y Garland Allen. Biología e Investigación Científica. Fondo Educativo Interamericano, EUA, 1970. Capítulos: 3, 4 y 5.
4. Jeffrey Baker y Garland Allen. Scientific Process and Social Issues in Biology Education. Springer. Switzerland. 2017. Chapters: 2, 3, 4.
5. A propósito de imposturas intelectuales. Una entrevista a Alan Sokal. Salvador López Arnal y Joan Benach. Septiembre de 1999.
6. Sonia Monroy. Del fraude, el método inductivo, y los artículos científicos. Una réplica a Peter Medawar. Revista Colombiana de Filosofía de la Ciencia. Vol III. Nos. 10 y 11. Págs 41-47. 2005.
7. Peter Medawar. El extraño caso de los razones moteados y otros ensayos sobre ciencia. Editorial Drakontos, España, 1997.
Ensayo 3: ¿Son un fraude los artículos científicos? Ensayo 12: el extraño caso de los ratones moteados. Ensayo 17: el fraude científico.
8. Jean Baudet. Nuevas historias curiosas de la ciencia. Editorial Ma Non Troppo. España, 2012.
9. John D'Angelo. Ethics in Science. Second Edition. CRC Press. USA. 2019.
10. Revista: Ética e Integridad Académica. Números 1, 2, 3, 4, 5.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 3
ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
PREPARADO NEUROMUSCULAR
Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

1. Estudiar la actividad mecánica del músculo esquelético a través del registro de contracciones isométricas usando diferentes patrones de estimulación.
Estudiar el efecto de algunas sustancias químicas y de la temperatura sobre la contracción muscular.
2. Observar el efecto del curare o de un agente similar como el Prorelax (Bromuro de Vecuronio), sobre el acoplamiento excitación-contracción. Estudiar la curva Tensión vs Longitud en el músculo esquelético.
3. Estudiar los potenciales axonales y su forma de registro.
4. Medir de la velocidad de conducción en un axón aislado y en un nervio.
5. Registrar los potenciales mioeléctricos y neurales (Electromiografía EMG, Electroneurografia, ENG, Electrorretinografía ERG).

NOTA1: esta práctica NO se realizará en vivo puesto que la Catedra no cuenta con el instrumental necesario.

NOTA 2: los equipos No. 1 y 2 de cada grupo realizarán la práctica de nervio y músculo de PhysioEx 10.0. Los Equipos 3 realizarán la práctica por este Manual mediante IRUB (Indagación de Resultados Usando Bibliografía)

NOTA 3: Algunos aspectos de esta práctica pueden realizarse mediante simulación computacional de software libre disponible en la web.

TEMARIO DE LA PRÁCTICA

Contracción muscular. Carácter graduado de la contracción muscular. Unidad motora. Reclutamiento. Tipos de contracción. Mecánica muscular. Fenómeno de la escalera. Suma de ondas. Tétanos perfecto e imperfecto. Contractura. Fatiga muscular. Metabolismo. Mecanismo de acción del curare. Efectos de la temperatura, el cloruro de potasio y la cafeína sobre la contracción muscular. Curva tensión vs longitud. Potencial de reposo. Potencial de acción. Fases del potencial de acción. Períodos refractario absoluto y relativo. Ley del Todo o Nada (axón aislado). Potenciales de reposo, graduado y de acción en un axón aislado, en una fibra muscular aislada y en un músculo. Preparado neuromuscular. Períodos de latencia. Conducción graduada y conducción activa saltatoria y no saltatoria. Factores que influyen sobre la velocidad de conducción del potencial de acción. Registro intracelular y extracelular (potencial bifásico) en un axón aislado. Registro del potencial de acción en un nervio (potencial mixto). Voltage clamp, Current clamp, Space clamp y Patch clamp. Medición de la velocidad de conducción. Registros mioeléctricos (electromiografía, EMG) y neuroeléctricos (electroneurografía ENG y electrorretinografía ERG).

NOTA 1: se sugiere hacer una lista de los eventos fisiológicos que ocurren sucesivamente en el preparado neuromuscular, desde que se aplica un estímulo eléctrico al nervio hasta que ocurre la relajación, utilizando una tabla para clasificarlos según correspondan a los procesos de: excitación (1), acoplamiento-excitación-contracción (2), contracción muscular (3) y relajación muscular(4).

NOTA 2: recuerde incluir en el análisis de resultados y/o la discusión del informe la respuesta a los planteamientos formulados para cada experimento.

PRELABORATORIO

CURVA TENSIÓN vs LONGITUD

1. El estudiante debe investigar que es un preparado neuromuscular. Importancia. Describir cómo se puede realizar un preparado neuromuscular en animales de experimentación.
2. Con los datos obtenidos se elaborará una Tabla de Resultados indicando: longitud del músculo, tensión pasiva, y tensión total y tensión activa.
3. A partir de la Tabla de Resultados obtenida realice la curva TENSIÓN vs LONGITUD. Explique su comportamiento.
4. Indique las características del estímulo (intensidad, duración y frecuencia) que utilizaría para obtener los datos: Estímulo subumbral, umbral, máximo, supramáximo.

INTRODUCCIÓN

Se utilizará la preparación nervio ciático - músculo gastrocnemio, aislada del *Bufo marinus* (sapo). A través de electrodos de estimulación se aplicarán al nervio ciático estímulos eléctricos, en forma de pulsos cuadrados, con diferentes patrones de estimulación, según cada experimento. La tensión total desarrollada por el músculo se registrará en un polígrafo mediante un transductor de tensión. Las contracciones serán registradas en condiciones isométricas.

MATERIALES (POR EQUIPO DE ESTUDIANTES)

Un estilete, tabla de madera, algodón, toallas de papel, varillas de vidrio, pipetas Pasteur, chinches, hilos, solución Ringer de Sapo a temperatura ambiente y a 4°C, solución de KCL (4%), cafeína (10 mM o 2 mg/mL), d-tubocurarina o Prorelax (Bromuro de Vecuronio), transductor de tensión, estimulador, polígrafo.

PREPARACIÓN EXPERIMENTAL

A. Método para descerebrar y desmedular el sapo.

Aunque en la mayoría de los países no existe restricción legal para experimentar con animales, no producirles dolor, es una regla moral bien establecida en cualquier lugar. Generalmente en los batracios la anestesia y la inmovilización se hacen destruyendo la médula y el cerebro. Para tal fin:

1. Sostenga el sapo, como lo indica la Figura 1. Determine con precisión la articulación occipito-atloidea (foramen magnum), localizándola uno o dos milímetros por detrás de la línea imaginaria que une los bordes posteriores de los tímpanos. Esta articulación también puede ubicarse por flexión y extensión pasiva de la cabeza del sapo. Al extender, los pliegues de la piel convergen hacia el punto correspondiente a la articulación.

2. Introduzca el estilete a través de la articulación occipito-atloidea.
3. Oriente el estilete en dirección cefálica y gírelo repetida y rápidamente de manera que el cerebro quede destruido.
4. Rote el estilete dirigiéndolo hacia el canal medular y destruya la médula.

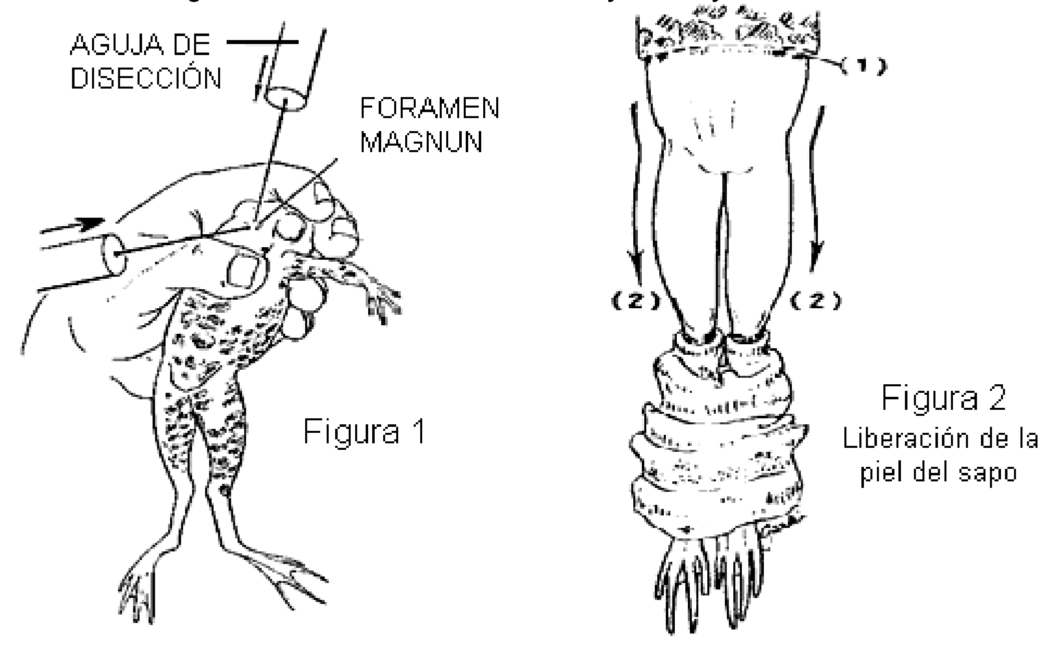


Figura 1

Figura 2
Liberación de la piel del sapo

B. Obtención del preparado neuromuscular de sapo.

PRECAUCIÓN: Bañe frecuentemente la preparación con solución Ringer de sapo durante la disección y el registro para evitar la desecación.

1. Corte la piel del sapo circularmente, 1 a 2 cm por encima de la región anal. Corte la piel alrededor del ano, a nivel de su continuación con la mucosa (Figura 2, punto (1)). Tire la piel a nivel del corte circular hasta retirarla completamente (Figura 2, punto (2)).
2. Con una varilla de vidrio que tenga el extremo fino y romo, para evitar lesiones de los tejidos, separe los músculos del muslo y localice el nervio ciático (Figura 3A).
3. Pase un hilo por el extremo superior del nervio ciático y otro por el extremo inferior, sin amarrarlo. Deje los extremos del hilo con una longitud aproximada de 5 cm, para poder manipularlo posteriormente. Mida y anote la longitud del músculo gastrocnemio antes de disecarlo (Figura 3B). PRECAUCIÓN: Evite halar y estirar el nervio ciático durante la preparación de la pata. Podría destruir los botones sinápticos y los experimentos NO darían los resultados esperados.
4. Pase una ligadura por el extremo inferior del tendón de Aquiles, deje uno de los extremos del hilo suficientemente largo para atarlo al orificio del transductor de tensión. Corte el tendón de Aquiles en su sitio de inserción y separe el músculo gastrocnemio del resto de los músculos de la pata con la ayuda de la varilla de vidrio (Figura 3C).

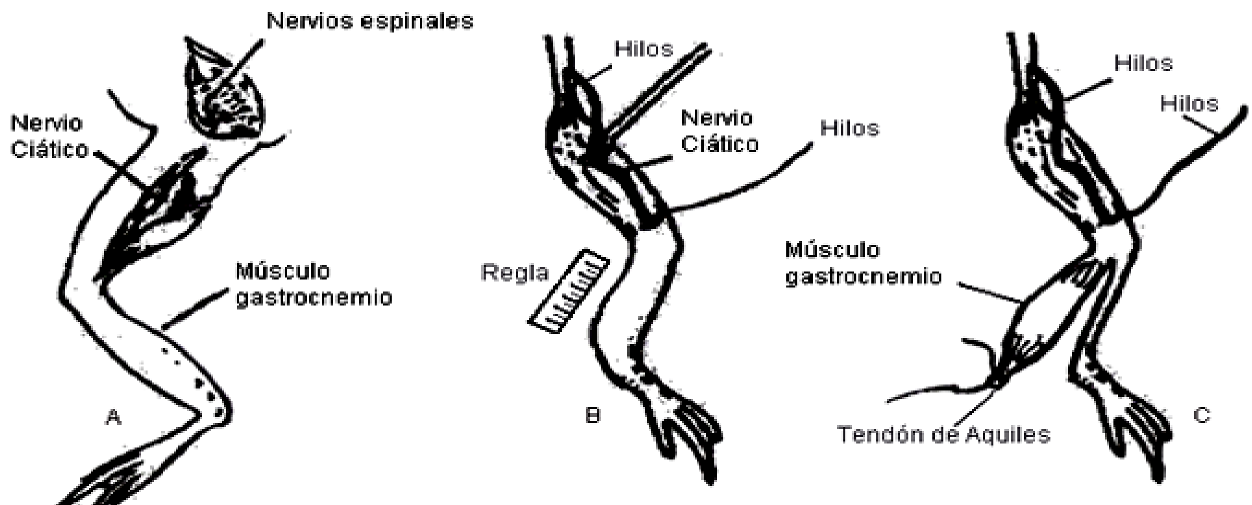


Figura 3. Localización del nervio ciático y músculo gastrocnemio

5. Ate el hilo unido al tendón de Aquiles al orificio del transductor de tensión tal como se ilustra en la figura 4. Asegúrese que el hilo quede suficientemente tenso y corto. Utilizando chinches fije fuertemente el otro extremo de la extremidad a la tabla (a nivel de la articulación de la rodilla).

   De esta forma se ha preparado una pata galvanoscópica o preparado neuromuscular ciático-gastrocnemio.

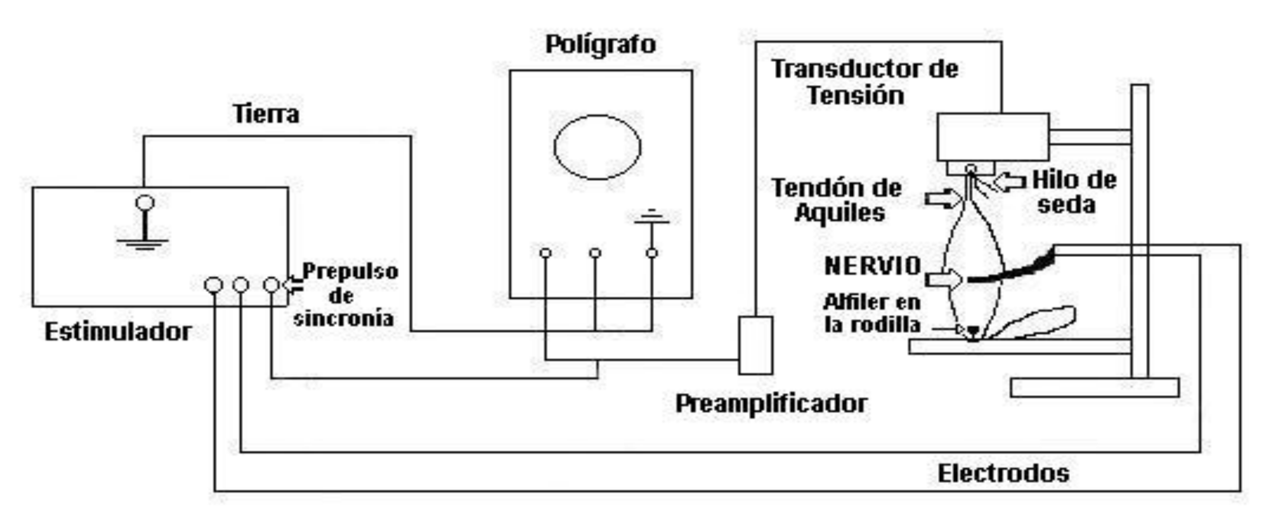


Fig. 4. Montaje experimental de la preparación ciático-gastrocnemio para registros isométricos.

Precaución: Estimular al nervio o al músculo con un estímulo muy intenso puede producir daños severos en el preparado neuromuscular.

EXPERIMENTO Nº 1: GRADACIÓN DE LA RESPUESTA MUSCULAR

En este experimento al nervio ciático se le aplican estímulos aislados (unitarios) de voltaje creciente, con una duración en 0,2ms. Velocidad del registro: 25mm/seg.

NOTA: ***Suponiendo que la sacudida simple (SS) dure 1 s, entonces si se usa una velocidad de registro de 25mm/s, en consecuencia la anchura de la sacudida simple será de 25 mm. Si se usa una velocidad de 25 mm/min (60 veces más pequeña que la anterior), como la duración de la sacudida es la misma, es decir 1 s, entonces la anchura de la señal será 60 veces menor, y no se distinguirá (0,42mm). Esto se puede entender más fácilmente si usamos la expresión matemática:***
Vgraficador = anchura de SS/duración SS. Despejando la duración SS obtenemos:
Anchura SS = Vgraficador x duración SS = constante. Así que si la Vgraficador es alta, la anchura del registro será grande.

Empiece con 0 mV y aumente el voltaje del estímulo progresivamente, hasta lograr la respuesta muscular mínima. Continúe aumentando el voltaje hasta obtener la respuesta máxima. Identifique en el registro la respuesta correspondiente a los estímulos de intensidad umbral, supraumbrales, máximo y supramáximos.
Elabore una Tabla de Resultados indicando la intensidad del estímulo (voltaje), la altura de la contracción y el tipo de estimulación (subumbral, umbral, supraumbral, máxima, supramáxima).

1. ¿Cómo se definen los términos: estímulo subumbral, umbral, supraumbral, máximo y supramáximo?
2. ¿Cómo se explica la gradación observada en la respuesta muscular?
3. ¿Cuáles factores regulan la magnitud de la contracción voluntaria en el animal intacto?

Habiendo determinado En este experimento la intensidad del estímulo que produce la respuesta máxima, seleccione un estímulo supramáximo y utilícelo en el resto de los experimentos**.**

EXPERIMENTO Nº 2: SACUDIDA SIMPLE
Duración del estímulo: 0,2ms. Intensidad: Supramáxima. Velocidad del registrador: 100mm/s. Obtenga una sacudida simple.

1. Identifique y describa las fases de la sacudida y mida los períodos de contracción y relajación en el registro.
2. ¿De cuáles factores depende el período de latencia en este experimento?

EXPERIMENTO Nº 3: SUMA DE ONDAS
Duración del estímulo: 0,2ms. Intensidad: Supramáxima. Velocidad del registrador: 50mm/s. Estimulación repetitiva con una frecuencia de 5 a 12 pulsos/s.

1. Describa el resultado obtenido y describa el mecanismo fisiológico involucrado.
2. Relacione el segundo estímulo con las fases de la primera sacudida en la suma de ondas. ¿Cuándo ocurre la potenciación máxima de la segunda contracción? ¿Por qué?
3. ¿Qué ocurre cuando el intervalo entre los estímulos es muy breve? ¿Cómo explica ese hecho?
4. Cite las diferencias entre la suma de ondas y el fenómeno de la escalera estudiado en la clase teórica.

EXPERIMENTO Nº 4: TÉTANOS.
Se obtendrán 2 tipos de tétanos: imperfecto y perfecto en un registro continuo. Se aplicarán estímulos repetitivos de 0,2 ms de duración, de intensidad supramáxima con frecuencia desde 10 pulsos/s durante 3 seg. Velocidad del registrador: 10 mm/s. Aumente la frecuencia de estimulación progresivamente hasta obtener un tétanos imperfecto, y siga aumentando la frecuencia hasta obtener el tétanos perfecto o fusionado. Una vez obtenido el tétanos perfecto continúe incrementando la frecuencia de estimulación hasta observar la fatiga del músculo.
Identifique en el registro: a) Tétanos Imperfecto; b) Tétanos Perfecto; c) el inicio de la Fatiga; d) la Fatiga completa (de ser posible). Observe y explique las variaciones en la magnitud de la respuesta.

1. ¿Por qué la tensión desarrollada durante el tétanos es mayor que la desarrollada durante una sacudida simple?
2. ¿Por qué la tensión desarrollada durante el tétanos perfecto es mayor que en el tétanos imperfecto?
3. ¿Qué explicación fisiológica tiene el estado de fatiga de un músculo?
4. ¿Qué le ocurre a un músculo postural (antigravitatorio) cuando se somete a un período de estímulos prolongados?

EXPERIMENTO Nº 5: EFECTO DEL CURARE (EXPERIMENTO DE CLAUDE BERNARD)
Descerebre y desmedule **un animal intacto**, luego ubique y exponga los nervios ciáticos de ambas extremidades posteriores **(SE EXPONEN SIN CORTARLOS).**
Bloquee la circulación sanguínea de una de las extremidades posteriores colocando una fuerte ligadura por encima de la rótula. **ESTA LIGADURA NO DEBE INCLUIR** al nervio ciático correspondiente. Inyecte una dosis de d-tubocurarina o de Prorelax (Bromuro de Vecuronio), (0,2-0,5cc/50g de masa del animal) en el saco linfático dorsal del sapo, ubicado en la base de las glándulas que posee en la porción dorsal de la cabeza. Deje la preparación en reposo. Los tejidos deben permanecer humedecidos con solución Ringer de sapo. Aplique estímulos de 0,2ms y de intensidad supraumbral a los nervios ciáticos de ambas extremidades, justo después de la inyección del fármaco (IF), al cabo de 20 minutos y 30 minutos después. Puede usar estimulación repetitiva de baja frecuencia (5-6 pulsos/s). Observe si hay contracción de los respectivos músculos gastrocnemios. Inmediatamente, estimule directamente el músculo gastrocnemio de ambas extremidades con intensidades superiores a 1V, manteniendo

constante el resto de las características del patrón de estimulación (el tejido muscular tiene un umbral más alto que el tejido nervioso).
Anote los resultados en el cuadro siguiente:

	CONTRACCIÓN MUSCULAR OBSERVADA					
ESTIMULACIÓN	PATA LIGADA			PATA NO LIGADA		
TIEMPO DE ESPERA	0' (IF)	20'	30'	0'	20'	30'
DIRECTA AL NERVIO						
DIRECTA AL MÚSCULO						

1. ¿Cómo se explican los resultados observados?
2. ¿Con base a esos resultados, se puede deducir el lugar de acción del curare?

DEMOSTRACIÓNES:
Se realizarán algunas actividades para facilitar el estudio de diferentes efectos y/o fenómenos sobre la contracción muscular.

Nº1. EFECTO DE LA TEMPERATURA
Se observará el registro de la respuesta muscular al aplicar un estímulo supramáximo al nervio a velocidad del registrador de 10mm/s. En forma similar se observará el registro de la respuesta muscular estimulando continuamente al bañar al músculo con abundante solución Ringer de sapo fría (entre 0^oC y 4^oC). Observe la magnitud de la sacudida simple, el período de contracción y el período de relajación en cada caso. Compare las respuestas obtenidas.

1. Con los valores obtenidos, elabore una gráfica que ilustre el efecto de la disminución de la temperatura sobre los periodos de contracción y relajación.
2. ¿Cómo se explica el efecto observado?

Nº2. CONTRACTURA
Se registrará la respuesta muscular a una velocidad de 5 mm/min para la solución de cafeína (10mM o equivalentemente 2mg/ml) y de 10 mm/min para la solución de KCl al 4%. Sin aplicar estímulos eléctricos se bañará el músculo con 2 ó 3 gotas de una solución de cafeína (10mM o equivalentemente 2mg/ml), o en su defecto café tinto. Se lavará la preparación abundantemente con solución Ringer de sapo. Se repetirá el procedimiento usando 2 ó 3 gotas de solución de KCl al 4%.

1. Complete el cuadro siguiente:

AGENTES	PERIODO DE CONTRACCIÓN	PERIODO DE RELAJACIÓN
KCl		
CAFEINA		

2. Explique el efecto de cada uno de los agentes.
3. Represente gráficamente los resultados obtenidos.

Nº3. FENÓMENO DE LA ESCALERA
Se registrará una repuesta muscular al aplicar una estimulación repetitiva con una frecuencia de 3 a 7 estímulos/s. Duración del estímulo: 0,2ms. Intensidad: Supramáxima. Velocidad del registrador: 25mm/s.

1. ¿Cuál es la explicación del fenómeno observado?
2. ¿Cómo es la magnitud de la tensión desarrollada en cada contracción cuando se compara con una sacudida simple? ¿Por qué?

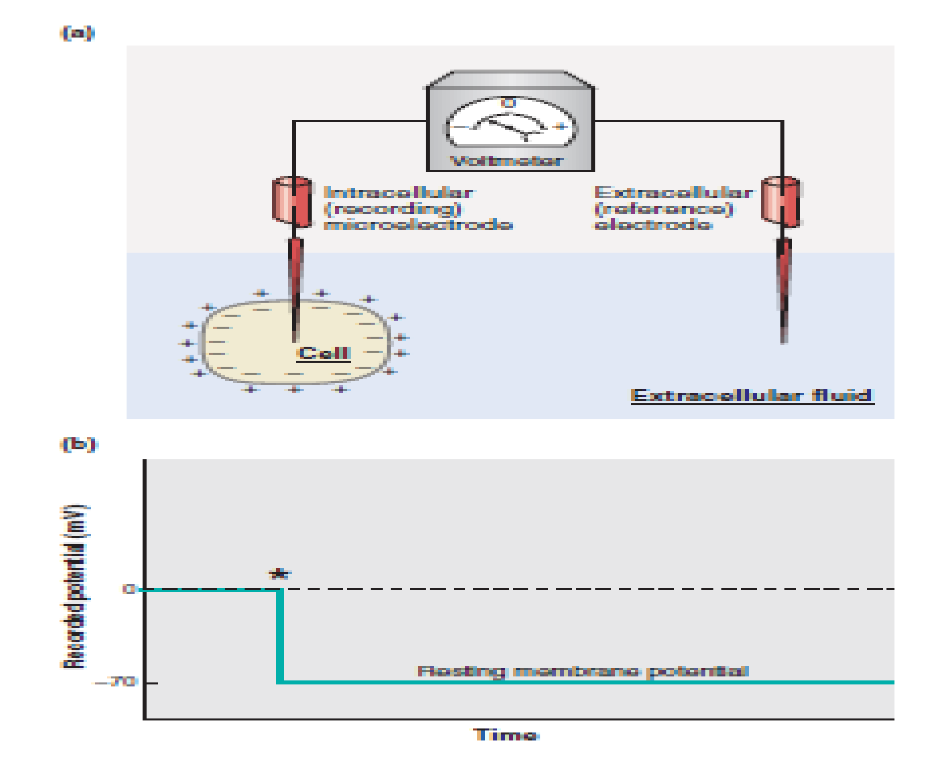
ACTIVIDAD ESPECIAL: CURVA TENSIÓN vs LONGITUD
(Ejercicio para ser resuelto e incorporarlo en el informe):
Elabore una Tabla de Resultados indicando: longitud, tensión activa, tensión pasiva y tensión total. A partir de la Tabla de Resultados obtenida elabore las gráficas TENSIÓN PASIVA vs LONGITUD, TENSIÓN TOTAL vs LONGITUD y TENSIÓN ACTIVA vs LONGITUD. Explique su comportamiento.
¿Es posible ubicar en el gráfico la región correspondiente a longitud del músculo, que usted midió *in situ* durante la disección, al inicio de esta práctica? Justifique su respuesta.

REGISTRO DEL POTENCIAL DE REPOSO, DEL POTENCIAL DE ACCIÓN INTRACELULAR Y EXTRACELULAR (bifásico) EN UN AXÓN AISLADO. MEDICIÓN EXTRACELULAR DEL POTENCIAL DE ACCIÓN EN UN NERVIO (potencial mixto). MEDICIÓN DE LA VELOCIDAD DE CONDUCCIÓN DEL POTENCIAL DE ACCIÓN.

I. POTENCIALES ELÉCTRICOS.

El estudiante debe indagar sobre los diversos montajes experimentales existentes para registrar en un axón aislado: el potencial de reposo de la membrana axonal, el potencial de acción intracelular y el potencial de acción bifásico (axón aislado, registro extracelular). El estudiante debe indagar sobre el montaje experimental para registrar el potencial de acción mixto en un nervio (muchos grupos de axones de diversos diámetros), por ejemplo, el gastrocnemio.

1. Potencial de Reposo de la membrana de un axón aislado.



Tomada de Vander-Sherman-Luciano.

a. ¿Cómo se construye un microelectrodo de pipeta, por ejemplo uno de Ag-AgCl?
b. Dibuje el registro del potencial de reposo definido como:
V = potencial en el interior menos potencial en el exterior (usualmente el electrodo de registro extracelular está conectado a tierra -potencial igual a cero-)
c. ¿Cómo se genera desde el punto de vista iónico el potencial de reposo de la membrana axonal?

2. Potencial de acción intracelular de un axón aislado:

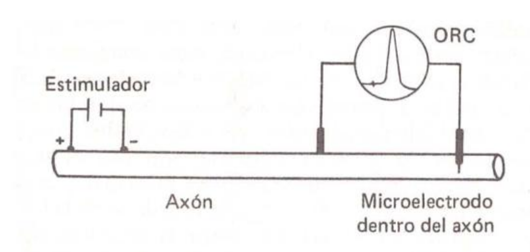


Fig. 2—6. Potencial de acción ("potencial de espiga") registrado con un electrodo intracelular.

a. ¿Qué son electrodos de estimulación y electrodos de registro? ¿Los dos electrodos del bioestimulador deben estar en la parte exterior de la membrana axonal como lo indica la figura?
b. Constate el cumplimento de la ley del todo o nada. Identifique los estímulos subumbrales (despolarizantes e hiperpolarizantes), el umbral y supraumbral.
c. Dibuje el registro del potencial de acción (PA) que se obtendría. Identifique las diversas fases del PA registrado.
d. Explique los eventos más relevantes desde el punto de vista del movimiento de iones en cada fase del potencial de acción: despolarización, repolarización e hiperpolarización.
e. Identifique los períodos refractario absoluto y relativo. ¿Por qué se requiere un estímulo umbral de mayor intensidad durante el período refractario relativo?
e. Use el software ACC7. EXE o cualquier otro para obtener registros del potencial de acción intracelular en diversas condiciones experimentales.

3. Potencial de acción bifásico en un axón (registro extracelular):

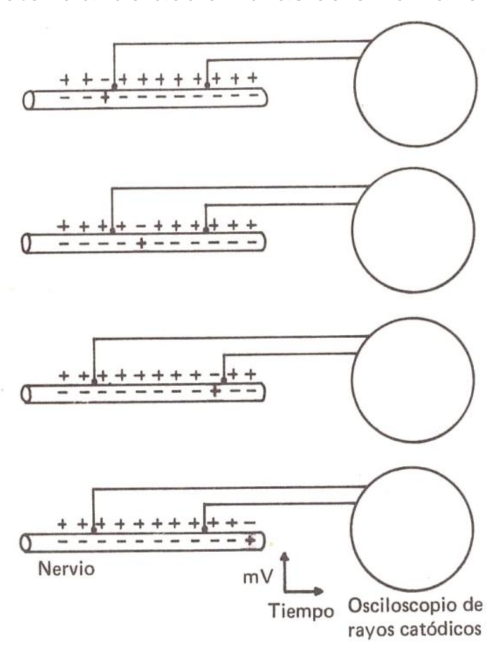
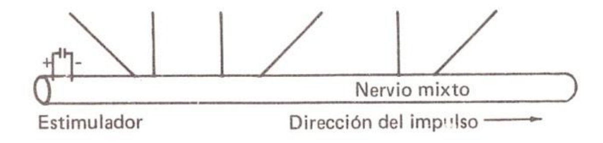


Fig. 2–12. Potencial de acción bifásico. Ambos electrodos de registro están colocados en el exterior de la membrana del nervio.

a. ¿Falta algún aparato en el montaje? Si es así agréguelo.
b. Explique porqué se obtiene ese registro (ayuda: en cada instante, a medida que avanza la despolarización de la membrana axonal, determine cualitativamente el voltaje -diferencia de potencial- entre los dos electrodos de registro)

4. Potencial de acción compuesto (registro extracelular) obtenido en un nervio o fascículo (con axones de diversos diámetros):

Potencial de acción



a. Precise la ubicación de los electrodos de estimulación: ¿Están bien ubicados en el montaje experimental?
b. Dibuje los registros del potencial compuesto en cada segmento de axón.
c. ¿A qué se deben las diversas componentes de cada registro?
d. ¿Por qué las componentes se separan más cuando se registran más lejos del lugar de estimulación?

II. VELOCIDAD DE CONDUCCIÓN

El estudiante debe indagar sobre los diversos montajes experimentales existentes para determinar la velocidad de conducción del potencial de acción en un axón aislado.
¿Qué es el artefacto del estímulo y para qué sirve? ¿Cómo afecta la vaina de mielina a la velocidad de conducción? ¿Qué es un potencial de acción saltatorio y no saltatorio?

III. TÉCNICAS ELECTROFISIOLÓGICAS.

Explique en qué consisten las técnicas electrofisiológicas:
a. Voltage clamp, b. Current clamp, c. Space clamp, d. Patch clamp.
b. Haga un dibujo del montaje experimental para la medición por cada una de esas técnicas, indique para cada técnica la variable electrofisiológica que se mantiene constante y la que varía.
c. Represente las diversas variables electrofisiológicas, en cada caso, en función del tiempo.

IV. ELECTROMIOGRAFÍA (EMG).

Se realizará la práctica No.18 (Electromiografía, P 71-72) del Manual de Laboratorio de Nancy Fernández y el Ejercicio 5. 3 (P.187-193) del Human Physiology Lab Manual de S. I. Fox.

V. ELECTRONEUROGRAFÍA (ENG). Indagar en la web.

BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

- Barrett, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, h. l. Ganong.Fisiología Médica 26ava Edición 2019. MaGraw Hill. Lange.
- William Ganong. Fisiología Médica. 10ma edición. Editorial El Manual Moderno, México, 1986.
- Houssay, A. Fisiología Humana. Editorial El Ateneo. 7mª edición. 2000.
- Dvorkin, M. A., Cardinali D. P., Iermoli R. H. Best & Taylor. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. Editorial Panamericana.14a Edición en español. 2010.
- Tresguerres, J (Editor). Fisiología Humana. Editorial. McGrawHill Interamericana. 5taedición. 2020
- Kandel, E. Schwartz J. y Jesell, T. Principles of Neural Science. McGraw Hill. 6th edition, USA, 2021.
- John E. Hall. Guyton y Hall Tratado de Fisiología Médica. Elsevier, 2020.
- Nancy Fernández. Manual de Laboratorio de Fisiología. Segunda Edición. McGraw.Hill Interamericana. México, 1999.
- S. I. Fox. Human Physiology Lab Manual. Ninth edition. McGraw-Hill. 2002.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 4
ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
REFLEJOS Y EXPLORACIÓN DE LA SENSIBILIDAD EN HUMANOS
Responsable: Profesor Robert Chirimelli Velásquez.

OBJETIVO

Con base a las estructuras del Sistema Nervioso Central (SNC):
1. Evaluar la postura, los movimientos espontáneos, las reacciones posturales y algunos reflejos ante diferentes estímulos.
2. Comprobar la existencia de los reflejos normales indicadores de la integridad de los elementos y las vías que los constituyen.

TEMARIO DE LA PRÁCTICA
Reflejos medulares. Sistema somatosensorial. Control de la postura, el tono muscular y el movimiento. Sistema vestibular.

EVALUACIÓN: VIDEO O ENCUENTRO PRESENCIAL Y UN INFORME.

ALGUNOS REFLEJOS Y DE LA SENSIBILIDAD EN HUMANOS
El objetivo de esta parte de la práctica es estimular la observación del funcionamiento del propio organismo, requiriendo la participación activa del estudiante como sujeto experimental, sin que ésta conlleve perjuicio alguno.

EXPERIMENTO Nº1: REFLEJOS
El Equipo escogerá un estudiante para explorar sus reflejos: pupilar, corneano y osteotendinosos (bicipital, rotuliano y aquiliano). Los resultados deben ser reportados en la tabla II.

1. Reflejo pupilar o fotomotor: coloque al sujeto explorado en contra de la luz o en un campo oscuro. Con una linterna haga incidir directamente sobre la pupila de uno de los ojos un haz de luz Observe la respuesta. Repita la exploración en el ojo contralateral.

2. Reflejo consensual: Haga el mismo procedimiento que realizó con el reflejo pupilar pero cuando incida el haz de luz sobre el ojo derecho, observe la respuesta en el ojo izquierdo. Repita el procedimiento en el ojo izquierdo y observe la respuesta del ojo derecho.

3. Reflejo de acomodación-convergencia: Mirando fijamente un objeto lejano, el foco de su mirada estará en ese objeto lejano como un lápiz u otro objeto ubicado a la distancia del miembro superior estirado, acérquelo hacia sus ojos. Un compañero observará el enfoque automático del objeto (nitidez de la imagen) a cualquier distancia, la convergencia de los ejes visuales y la miosis pupilar de ambos ojos. Luego haga lo contrario, del objeto cercano a sus ojos al irse alejando, manteniendo el foco de la mirada en el objeto a medida que se aleja. Igualmente un compañero observará sus ejes visuales, la pupila de ambos ojos (convergencia) y la nitidez de la imagen.

4. Reflejo corneano: Manteniendo al sujeto con los ojos abiertos, estimule suavemente el globo ocular, en su ángulo externo, con una punta fina de algodón. Observe la respuesta en el ojo estimulado y en el contralateral. Repita la exploración en el ojo contralateral.

5. Reflejo bicipital: tome con su mano izquierda el brazo derecho flexionado del sujeto, apoye su pulgar sobre el tendón bicipital, en la flexura del codo; percuta con el martillo de reflejos sobre la uña de su pulgar. Observe la respuesta.

6. Reflejo rotuliano: siente al sujeto en una silla, indíquele cruzar una pierna sobre la otra, procurando que quede colgante y relajada; golpee el tendón rotuliano con el martillo de reflejo. Observe la respuesta.

7. Reflejo aquiliano: Coloque una rodilla del sujeto sobre una silla y el pie ipsilateral en flexión pasiva de modo que se halle algo tenso el tendón de Aquiles. Percuta el tendón con el martillo de reflejo. Observe la respuesta.

Complete la TABLA I.

EXPERIMENTO Nº2: EXPLORACIÓN DE LA SENSIBILIDAD.

El Equipo escogerá a un estudiante para explorar su sensibilidad ante un estímulo doloroso, un estímulo táctil, un estímulo térmico y la discriminación entre dos puntos.
1. Estímulo doloroso: manteniendo al sujeto con los ojos cerrados, pinche suave y superficialmente con una aguja en diferentes puntos de las manos, los brazos y la región dorsal (espalda). Reporte los resultados en la **Tabla II.**

2. Estímulo térmico: manteniendo con los ojos cerrados al sujeto, toque superficialmente con un tubo de ensayo con agua fría y otro tubo de ensayo con agua caliente en diferentes puntos de las manos, brazos y región dorsal (espalda). Si está en su domicilio puede usar un vaso con agua fría y un vaso con agua caliente que no queme (agua tibia) reporte los resultados en la **Tabla III (El estudiante debe elaborarla).**

3. Estímulo táctil. Adaptación del tacto. Manteniendo los ojos cerrados el sujeto coloca sus manos sobre la superficie de la mesa, con las palmas hacia abajo y los dedos separados. Se pone un trozo de corcho pequeño sobre la cara dorsal de un dedo, entre la uña y la primera articulación. Se pide al sujeto que señale el momento cuando percibe la sensación del tacto y el momento en el cual esta sensación desaparece, anote el tiempo transcurrido. Proceda de igual forma en las manos y brazos. Anote los resultados en la **Tabla IV.**

4. Discriminación del tacto entre dos puntos: Se busca la distancia mínima que debe haber entre dos alfileres (estimuladores) para que el sujeto experimente dos sensaciones táctiles distintas. El sujeto cierra los ojos y el estudio se inicia poniendo las dos puntas de los alfileres juntas, separándolas luego poco a poco. Se repite la prueba varias veces, hasta encontrar la distancia en la cual se pasa de una sensación de tacto en un solo punto a dos sensaciones táctiles distintas. Explorar en las manos, brazos y región dorsal (espalda). Anote los resultados en la **Tabla V.**

TABLA I: REFLEJOS

DENOMINACIÓN DEL ARCO REFLEJO	ESTIMULO	RESPUESTA	NIVEL DE INTEGRACION
Pupilar o Fotomotor			
Corneano			
Consensual			
Acomodación-Convergencia			
Bicipital o del músculo bíceps braquial			
Rotuliano			
Aquiliano			

TABLA II: SENSIBILIDAD

Sensibilidad	Punta de los dedos	Dorso de las manos	Antebrazo	Espalda
Dolor				

IDENTIFICADORES:
+ Leve
++ Moderada
+++ Intensa

TABLA III: ESTÍMULO TÉRMICO.
ELABORE LA TABLA CORRESPONDIENTE Y LLÉNELA.

TABLA IV: ADAPTACIÓN AL TACTO

SENSIBILIDAD	DEDOS	MANOS	BRAZOS
Tiempo (s)			
Media (s)			

TABLA V: DISCRIMINACIÓN ENTRE DOS PUNTOS: UMBRAL ESPACIAL

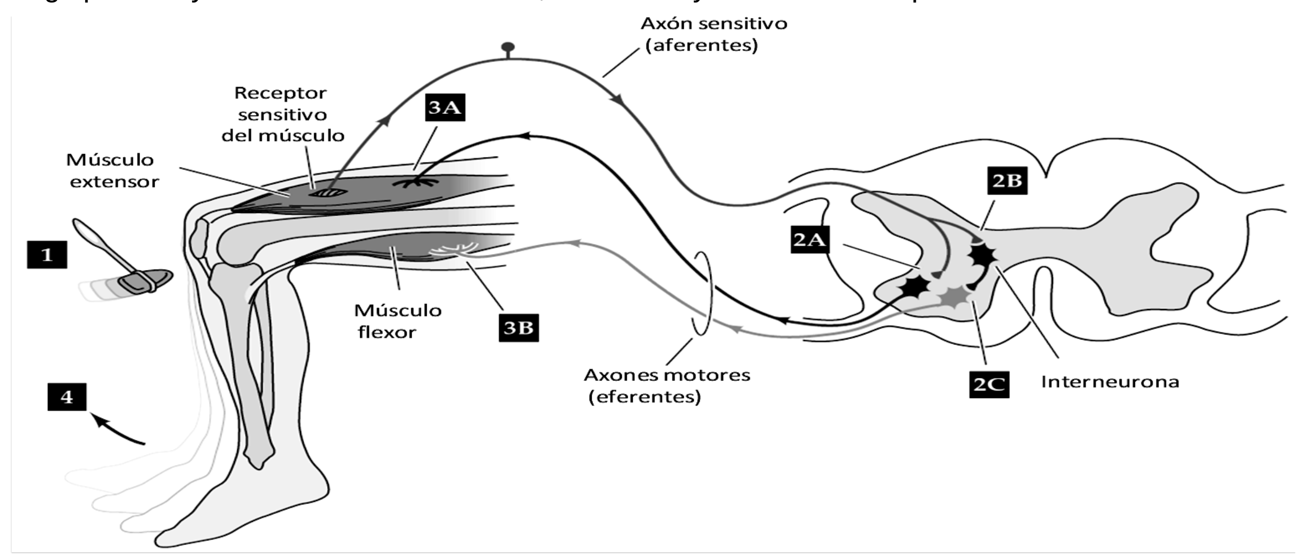
Sensibilidad	Punta de los dedos	Dorso de las manos	Antebrazo	Espalda
Distancias (mm)				
Media (mm)				

PREGUNTAS ORIENTADORAS

1. ¿Cuáles es el recorrido neural del reflejo corneano?
2. ¿Cuáles elementos del sistema vestibular se excitan cuando se mueve la cabeza? ¿Cuáles cuando la cabeza permanece inmóvil?
3. ¿Cómo son las conexiones desde el sistema vestibular hasta los músculos esqueléticos?
4. ¿Qué tipo de fibras nerviosas se excitan cuando se introduce la pata del sapo en ácido sulfúrico? ¿Cuáles son sus conexiones en la médula espinal?
5. ¿Cómo actúan las motoneuronas alfa y gamma?
6. ¿Cómo se explica la hiperreflexia que aparece por debajo de una sección total de la médula espinal? ¿Qué se conoce como un animal en shock espinal? Qué se conoce como un animal espinal?

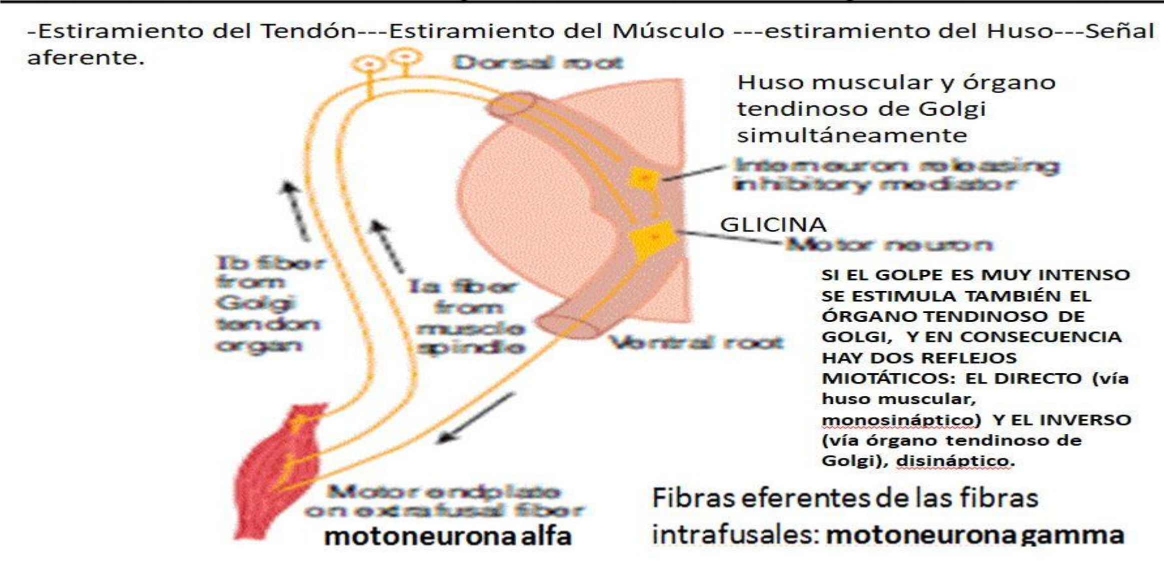
¿Cuáles son los manifestaciones de la rigidez de descerebración y rigidez de descorticación? Explique las diferencias y semejanzas.

7. ¿Qué es un campo receptivo? ¿Depende la discriminación del estímulo, del tamaño del campo receptivo y de su densidad?
8. ¿Cómo se clasifican los receptores táctiles? ¿Cómo se distribuyen los receptores táctiles en la superficie de la piel?
9. Reflejo rotuliano: usando el esquema que presentamos a continuación, realice un flujograma que indique: a) Estimulo y receptores b) neuronas sensitivas e interneuronas, ¿Cuáles envían una señal estimulante para que el músculo extensor (agonista) se contraiga y cuáles una señal inhibitoria inductora de relajación del músculo flexor (antagonista) c) Diga las sinapsis excitatorias e inhibitorias d)¿Cuál es la repuesta del músculo flexor y cuál del músculo extensor? e) Respuesta final de la pierna. e) ¿Qué ocurre si simultáneamente con el receptor de huso muscular se excitara el órgano tendinoso de Golgi, por ejemplo, al golpear muy fuerte al tendón rotuliano, o halar muy fuertemente la pierna?



10. Es conocido que el tamaño relativo de la corteza somatosensorial, dedicada a cada una de las partes del cuerpo, se correlaciona con la densidad de las aferencias sensoriales recibidas en dicha zona. Directamente no se realizaron experimentos para determinar la densidad de receptores, pero con los datos obtenidos de <u>discriminación entre dos puntos</u> y <u>localización de estímulo</u>, establezca una proporción que permita representar el tamaño relativo de esas áreas. Indague sobre el homúnculo sensorial y el homúnculo motor.

13. Discuta el reflejo miotático directo e inverso.



14. Discuta el uso de la escala de Glasgow para evaluar la respuesta refleja de un sujeto.
15. Discuta el concepto de dermatoma, identifique los correspondientes a un ser humano adulto sano, inserte una imagen de los dermatomas.

ACTIVIDAD ESPECIAL: APARATO VESTIBULAR-EQUILIBRIO

(Ejercicio para ser resuelto e incorporado en el Informe)

Objetivos:

- Comprender la importancia de la función vestibular
- Distinguir entre aceleración angular y aceleración lineal
- Identificar el nistagmo y entender cómo se produce.

NOTA: Se recomienda consultar en un libro de física de bachillerato, los temas: movimiento rectilíneo uniforme, movimiento rectilíneo uniformemente variado (acelerado y retardado), movimiento circular uniforme, movimiento circular uniformemente variado (acelerado y retardado).

Maniobra Experimental

En esta sesión se verá el efecto de girar sobre el movimiento ocular, el control del equilibrio y la actividad muscular voluntaria.
Se selecciona uno o varios sujetos para que giren. El giro puede ser de pie o en una silla giratoria; en ambos casos deben tomarse las precauciones necesarias para evitar que el sujeto caiga y se lastime. Además, se sugiere que para cada parte de la actividad que participe un sujeto diferente, pues si solo un sujeto realiza todas las actividades pudiera marearse.

Realice las siguientes actividades, y después de cada una pregunte al sujeto sus sensaciones y escríbalas juntos con los datos que se solicitan en la Tabla VI.

1. Se pide al sujeto que gire sobre su propio cuerpo hacia la derecha con una velocidad lo más constante posible, dando alrededor de 20 giros en 30 s.
2. Mientras el sujeto gira, vea el nistagmo que se desencadena y anote su dirección.
3. Ahora, se pide a la persona que deje de girar y enseguida observe nuevamente el nistagmo, y registre de nuevo su dirección.
4. Pida al sujeto que repita el mismo procedimiento, pero que ahora gire sobre el lado izquierdo y repita los pasos dos y tres.
5. Repita los pasos uno a cuatro, pero ahora colocando la cabeza en diferentes posiciones; flexión anterior, flexión posterior, flexión lateral derecha y flexión lateral izquierda.
6. Pida de nuevo al sujeto que gire hacia la derecha, pero ahora con los ojos cerrados mientras realiza los giros, y que los abra cuando el movimiento cese para observar la dirección del nistagmo.
7. Repita el mismo procedimiento del paso anterior, pero ahora girando hacia la izquierda.
8. Ahora pídale que gire hacia la derecha y al terminar camine sobre una línea recta. Observe hacia qué lado se desvía
9. Pídale que gire de nuevo hacia la izquierda y que al terminar camine sobre una línea recta. Observe hacia qué lado se desvía.
10. Pídale que gire de nuevo hacia la derecha y que al terminar dibuje una línea recta en el pizarrón. Observe la dirección en que dibuja la línea en el pizarrón y no la borre.
11. Pídale que gire de nuevo hacia la izquierda y que al terminar dibuje una línea recta en el pizarrón. Observe la dirección en que dibuja la línea en el pizarrón y compárela con la anterior.

Responda a las siguientes preguntas:

1. Describa las sensaciones informadas por el sujeto al girar.
2. Describa las estructuras del oído interno que constituyen el aparato vestibular.
3. Mencione tres ejemplos de la vida diaria que estimulen las máculas del utrículo y el sáculo.
4. Mencione tres ejemplos de la vida diaria en los que se estimulen los conductos semicirculares
5. ¿Cuál es la importancia diagnostica del nistagmo vestibular?
6. ¿En qué otra forma se puede desencadenar nistagmo vestibular en una persona?
7. Mencione tres pruebas para estudiar la función vestibular
8. Identifique semejanzas y diferencias entre el aparato vestibular y el aparato auditivo
9. Explique qué ocurre con el aparato vestibular de una persona que entra en una balsa en mar abierto.
10. Describa la enfermedad de Meniere y diga que técnicas puede usar un sujeto que la padezca para evitar el mareo o vértigo usando los reflejos vestíbulo-oculares.

Dirección del giro	Posición de la cabeza	Ojos abiertos/ cerrados	Dirección del nistagmo en rotación	Dirección del nistagmo después de la rotación	Desviación al caminar	Desviación al dibujar

TABLA V. Resultados observados al girar el sujeto.

BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

- Barret, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong. Fisiología Médica 26[va] E. 2019. McGraw Hill. Lange.
- Tresguerres. J.A. Fisiología Humana. Editorial McGraw-Hill Interamericana. 5[ta] Ed. 2020.
- Kandel, E. Schwartz J. y Jesell, T. Principles of Neural Science. 5[ta] Ed Elsevier. 2020.
- John E. Hall. Guyton y Hall Tratado de Fisiología Médica. Elsevier, 2020.
- Dvorkin M. A., Cardinali D. P., Iermoli R. Best & Taylor. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. Editorial Panamericana. 14[a] Edición en español. 2010.
- Houssay A. Fisiología Humana 7[ma] Ed. Ed. El Ateneo. 2000.
- Fernández, N. Manual de Laboratorio de Fisiología. Editorial McGraw-Hill Interamericana. 2[da] Ed. 2011.
- Th. Ruch & H. Patton. Physiology and Biophysics IV. W. B. Saunders Company. USA.1982.

EXPLORACIÓN DE REFLEJOS TENDINOSOS PROFUNDOS.

SE GENERAN CUANDO SE ESTIMULA EL RECEPTOR DE HUSO MUSCULAR, AL ESTIMULAR EL TENDÓN RESPECTIVO, PERO SIN ESTIMULAR EL ÓRGANO TENDINOSO DE GOLGI). SON REFLEJOS MIOTÁTICOS DIRECTOS.

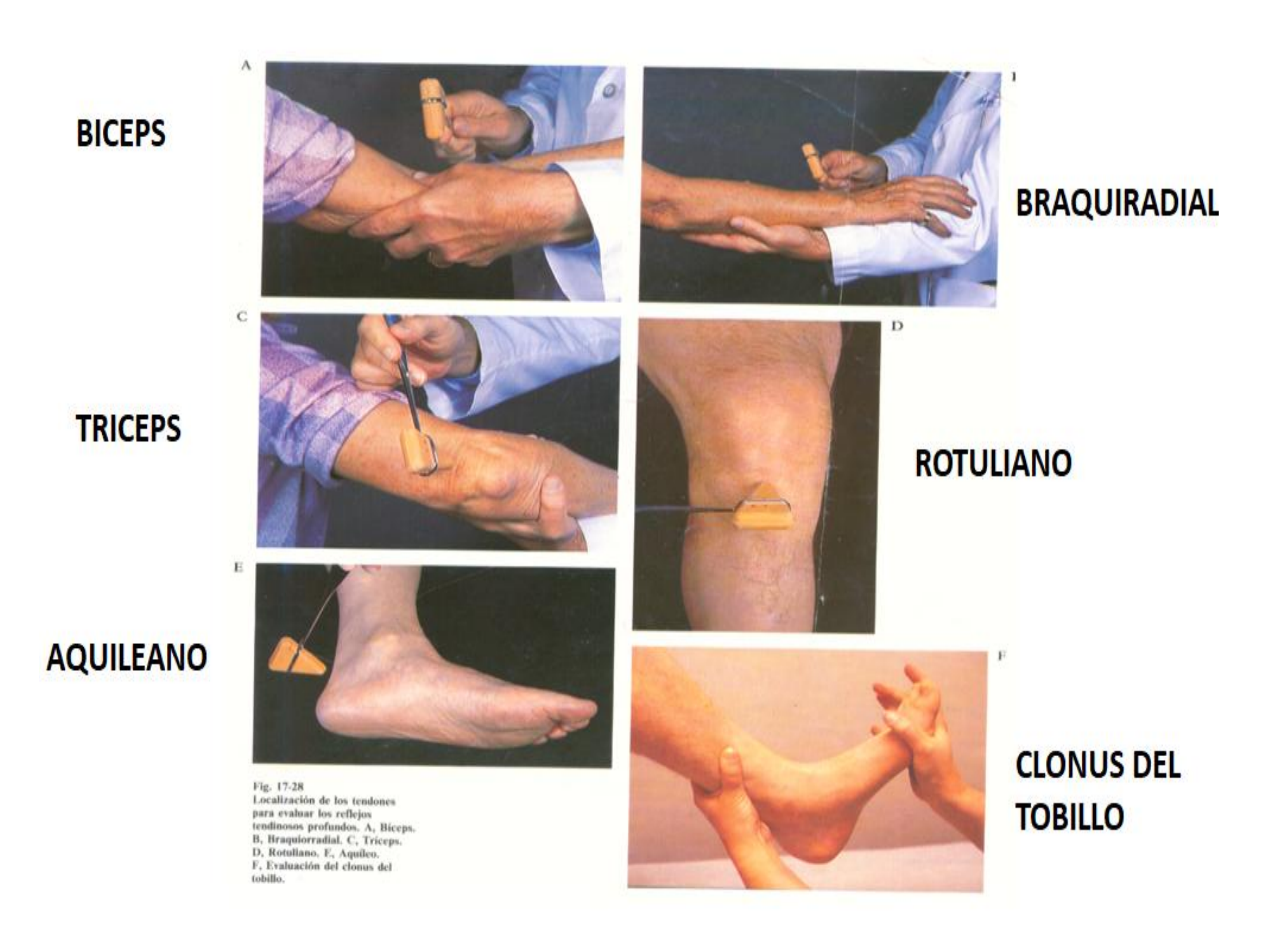


Fig. 17-28
Localización de los tendones para evaluar los reflejos tendinosos profundos. A, Bíceps. B, Braquiorradial. C, Tríceps. D, Rotuliano. E, Aquíleo. F, Evaluación del clonus del tobillo.

Tomado de: Seidel. Exploración física.

TRABAJO PRÁCTICO DE VISIÓN.

Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS:

Durante este trabajo práctico se realizarán algunos procedimientos clásicos de la exploración de la función visual en humanos. El estudiante deberá tener información suficiente que le permita:

1. Comprender al ojo como instrumento óptico.
2. Comprender los reflejos pupilares y de acomodación.
3. Comprender el funcionamiento de la retina.

Las indicaciones de la realización de cada experiencia serán impartidas por el profesor.

INTRODUCCIÓN.

En esta práctica realizaremos algunas experiencias relacionadas con el reflejo fotomotor, la agudeza visual y los mecanismos fisiológicos que controlan la adaptación del ojo humano a la visión cercana y lejana. También se explorara la visión periférica y frontal mediante la campimetría y la perimetría, la visión del color y la visión binocular. También se realizarán experiencias para determinar las postimágenes y mediante un fondo de ojo (usando un oftalmoscopio) se identificaran la mancha ciega (disco óptico), la mancha amarilla y su punto central la fóvea, así como los vasos sanguíneos en el disco óptico. También se explotara la tensión intraocular con un tonómetro de Schiotz. Se realizaran ejercicios sobre la óptica del ojo y se elaborara un modelo físico-fisiológico del ojo humano.

MATERIALES (POR EQUIPO DE ESTUDIANTES)

Linterna, alfileres, lápiz, tubos de ensayo, gradilla, cinta métrica regla, cartel de Snellen, parche de ojo o tapa ojos, pantalla de campimetría, perímetro de arco, pantalla (ojo), hoja con imagen de la mancha ciega, cartas de Ishihara, discos de cartón coloreados, carta pseudo-isocromática, postimágenes positivas y negativas. Oftalmoscopio.

TEMARIO DE LA ACTIVIDAD.

Durante el Seminario serán discutidos los resultados de los experimentos en base a los fundamentos teóricos siguientes: Tipos de lentes, características. Concepto de dioptría, cálculo. Reflexión, refracción, índice de refracción. El ojo como instrumento óptico. Defectos visuales (miopía, hipermetropía, astigmatismo, presbicia). Reflejo de acomodación (pupila, cristalino, músculos extraoculares), mecanismos neurales. Mancha ciega. Mancha amarilla. La vía óptica corta (reflejo fotomotor). La via óptica larga (reflejo de acomodación). Efecto de lesiones sobre el campo visual. Significado de la campimetría y la perimetría. Visión monocular y visión binocular. Postimágenes o imágenes persistentes. Curva de adaptación a la luz y a la oscuridad Agudeza visual. Factores físicos y fisiológicos que influyen sobre ella. Cartel de Snellen. Potenciales eléctricos de las células en las diferentes capas de la retina. Campos receptivos de las diversas neuronas a lo largo de la vía óptica. Génesis de los mismos. Teorías de la visión del color.

EXPERIMENTO Nº1: REFLEJOS OCULARES.

Para la exploración de los reflejos pupilares es necesario oscurecer el laboratorio o en todo caso colocar al alumno de espaldas a las ventanas. Como fuente luminosa se puede usar una linterna o la luz del celular. Si alguno de los alumnos utiliza lentes debe retirarlos.

1.1. REFLEJO DIRECTO A LA LUZ
Uno de los estudiantes mirará a lo lejos mientras un segundo estudiante observará el diámetro pupilar. Con la linterna ilumine progresivamente uno de los ojos del estudiante explorado, partiendo desde el lado temporal. Observe las variaciones del diámetro pupilar al aumentar y disminuir la luz. Repita la maniobra con el otro ojo

1.2. REFLEJO LUMINOSO CONSENSUAL
Repita el experimento anterior, esta vez observando lo que sucede en el ojo no iluminado.

1.3. REFLEJO A LA DISTANCIA O DE ACOMODACIÓN-CONVERGENCIA
Uno de los estudiantes mirará alternativamente con los dos ojos abiertos a lo lejos y a la punta de un lápiz colocado a unos 25 centímetros de su nariz. Otro estudiante observará qué sucede con el diámetro pupilar y con la posición de sus globos oculares. Repita varias veces la operación.

EXPERIMENTO N° 2: MEDIDA DE LA AGUDEZA VISUAL.

Para medir la agudeza visual se procederá de la siguiente manera: Un estudiante se colocará a 6,10 m (20 pies) de un cartel de Snellen (Fig. 1) colocado en un sitio bien iluminado. Esta prueba debe ser efectuada por separado para cada ojo, sin anteojos y con anteojos para los que padezcan algún defecto visual y el estudiante examinado cubrirá el otro ojo con su mano. Otro estudiante va señalando de arriba a abajo las diferentes líneas del cartel. Invitando al examinado a nombrar en voz alta, anote el último renglón que él es capaz de leer totalmente.
Esta medida permitirá evaluar la agudeza visual, la cual se representa por un quebrado cuyo numerador es la distancia a la cual está el sujeto (20 pies) y cuyo denominador es la distancia en pies a la cual debe ser reconocido el renglón normalmente.

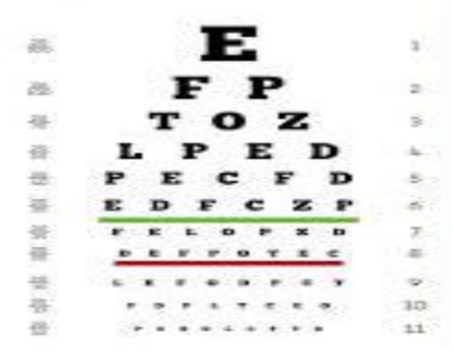


FIG. 1: CARTEL DE SNELLEN PARA MEDIR LA AGUDEZA VISUAL.

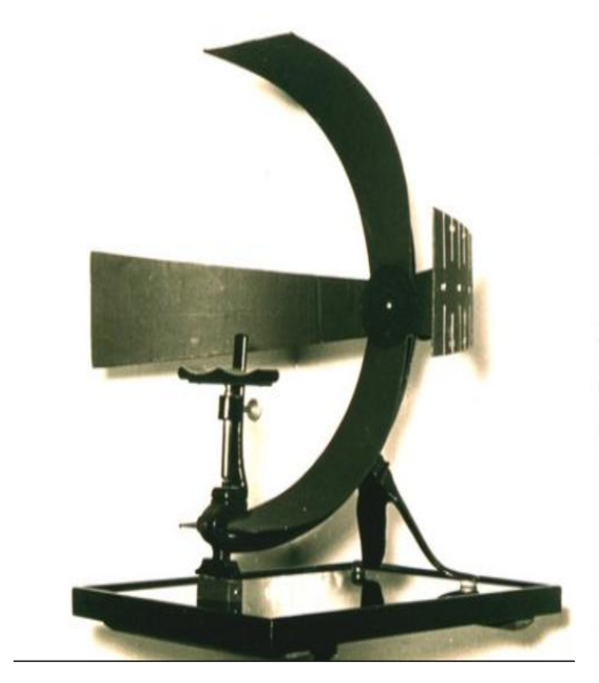
EXPERIMENTO Nº3: CAMPIMETRÍA Y PERIMETRÍA DE ARCO.

Para evaluar el campo visual (límites de la visión) periférico se usa el perímetro de arco. Para evaluar la visión frontal se utiliza la pantalla campimétríca. Con ambos métodos (pero, con mayor precisión en la campimetría) es posible evidenciar la presencia de zonas donde ocurre pérdida fisiológica de la visión (punto o mancha ciega) y patológicas (escotomas). El estudiante debe marcar antes de iniciar el procedimiento en la hoja de registro, el lado temporal y el nasal de caja ojo. La mancha ciega está localizada en el campo visual nasal de cada ojo, aproximadamente a 17 grados de del eje horizontal. La técnica también permite al registrar el campo visual si el sujeto presenta lesiones en las vías nerviosas de la visión.

3.1. PERIMETRÍA DE ARCO

Un estudiante se sentará frente al perímetro de arco (Fig. 2A) y se posicionara en el apoya mentón del mismo, cubrirá uno de sus ojos con un "tapa ojos" y colocará su barbilla en el "apoya mentón" del aparato dirigirá su mirada con el ojo descubierto al centro del arco del perímetro donde existe un punto de fijación. A continuación, un compañero desplazará una señal (varilla con un círculo blanco en un extremo) desde la periferia hacia el centro del arco, el alumno indicará diciendo "SI", en el momento en el cual comienza a ver el punto luminoso y NO cuando ya no lo ve. Durante la maniobra NO DEBE DESPLAZAR SU MIRADA DEL PUNTO CENTRAL DE FIJACIÓN.

El punto del arco en el cual aparece la señal, se trasladará a la hoja de registro de la perimetría (que es la misma que se usará en la campimetría, este figura -gráfica polar- se encuentra dibujada al final de la práctica, Fig. 7), de acuerdo al meridiano usado y a los grados indicados en el arco. Esta maniobra deberá repetirse para cada uno de los ojos y para cada uno de los meridianos indicados en la hoja de perimetría. Al finalizar la prueba se unen los puntos encontrados y la línea resultante define el límite o frontera de la visión periférica o curva perimétrica de cada ojo (VISION MONOCULAR). El campo visual del sujeto es la unión de los dos campos visuales monoculares. La VISION BINOCULAR es el conjunto de puntos del espacio que son observados simultáneamente con los dos ojos (CARDIOIDE) y representa la intersección de los campos monoculares (es decir la región del espacio que está presente en ambos campos monoculares. Use un color diferente para registrar cada campo monocular en la hoja de registro. En cada campo monocular es posible registrar la mancha ciega. Con los dos ojos abiertos no se puede registrar ninguna la mancha ciega. Explique porqué.



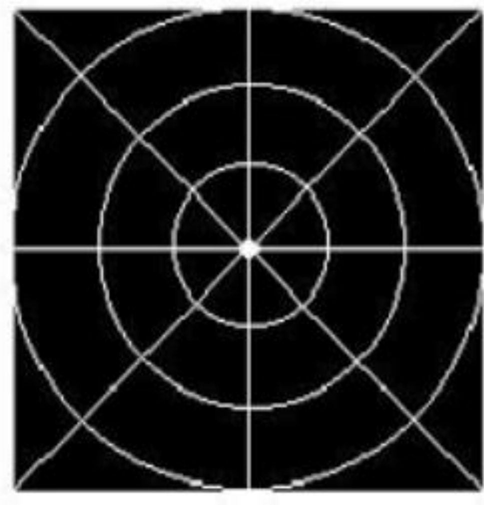


Fig 2A: PERÍMETRO DE ARCO. Fig 2B: PANTALLA CAMPIMÉTRICA.

3.2. CAMPIMETRÍA

Un estudiante se sentará a un metro (1m o 2m) de la pantalla campimétrica (pantalla negra de 2m x 2m, Fig. 2B), cubriendo uno de sus ojos y colocando la barbilla en un banco "apoya mentón". Deberá fijar la mirada en el punto central de la pantalla y así deberá permanecer durante toda la prueba. Otro alumno se situará al lado de la pantalla tomando con su mano la señal, otro estudiante colocará en la pantalla los alfileres, de diferentes colores para cada ojo según. El primer estudiante deslizará sobre la pantalla la varilla con un círculo blanco en su extremo siguiendo todos los radios de la pantalla a fin de que sea explorado todo el campo visual derecho e izquierdo de cada ojo, el estudiante que hace de paciente dirá "SI" cuando vea simultáneamente la señal y el punto de fijación y "NO" cuando deje de ver la señal. Cuando esto ocurra, se clavará un alfiler en ese lugar de la pantalla. De esta forma se procederá a fijar los límites de las zonas del campo visual no percibidas por cada ojo y también se ubicará la mancha ciega o "disco óptico" y otros escotomas en caso de que los hubiere, Estos datos deben ser trasladados a la hoja de campimetría por un tercer estudiante. Una vez finalizado el estudio de un ojo se procede al estudio del otro ojo. Al finalizar las medidas anteriores debe trazar en la misma hoja de campimetría (gráfico de coordenadas polares) el campo visual MONOCULAR para cada ojo y el CAMPO VISUAL BINOCULAR (CARDIOIDE). Ubicar para cada ojo la mancha ciega.

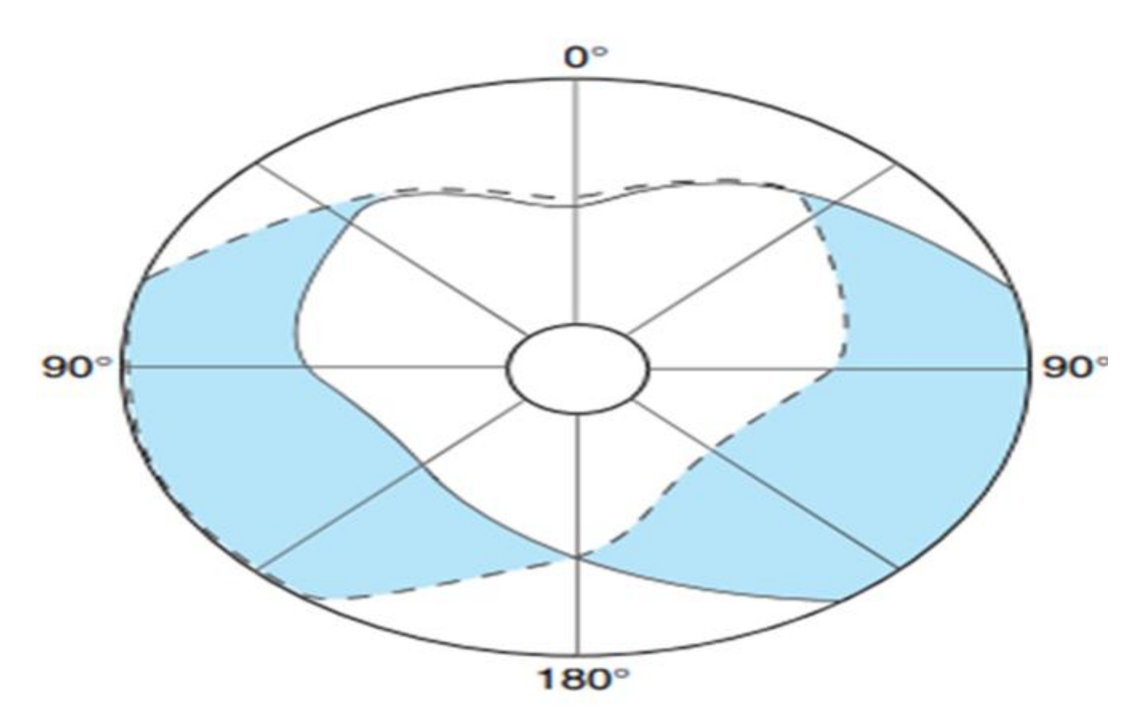


FIG 3: Los campos visuales monocular y binocular. La línea puntada encierra el campo visual del campo visual del ojo izquierdo; la línea solida corresponde al campo visual del ojo derecho. El área que parece un corazón (cardiode) es percibido con visión binocular. Las áreas coloreadas junto a las regiones del cardiode son vistas con visión binocular. El campo visual total (que se percibe con los dos ojos abiertos) es la unión de los dos campos monoculares y la visión binocular (el cardiode) representa la intersección de los dos campos monoculares.

3.3. OTRA DETERMINACIÓN INDIVIDUAL DE LA MANCHA CIEGA.

Coloque a 40 cm de la cara la imagen que se muestra en la figura. Cierre el ojo derecho y enfoque con el izquierdo la cruz. Acerque lentamente la hoja y notará que hay un punto en que la línea gruesa a la izquierda de la cruz, se ve continua. Mientras la ve como una línea continua, abra el ojo derecho manteniendo la vista del ojo izquierdo sobre la cruz y la volverá a ver como dos líneas separadas. Explique a qué se debe este fenómeno.



Fig. 4: Gráfica para determinar la mancha ciega o punto ciego.

EXPERIMENTO N°4: VISIÓN MONOCULAR Y BINOCULAR

Para realizar esta experiencia se utilizará la capacidad visual de formar imágenes en puntos correspondientes y no correspondientes de la retina y su vinculación con la observación de imágenes fusionadas o duplicadas.

4.1. DISPARIDAD DE LA FORMACIÓN DE LA IMAGEN.

Coloque un lápiz sobre el mesón y enfóquelo fijamente con ambos ojos. Sitúe otro objeto (por ejemplo, otro lápiz) cerca del primero y en el mismo plano. Desplace este último primero hacia adelante y luego hacia atrás hasta que comience a verlo doble, sin dejar de enfocar el primer lápiz. Mida esta distancia. Interprete sus resultados.

4.2. BINOCULARIDAD Y PRECISIÓN EN LA EJECUCIÓN DE TAREAS.

Un estudiante debe mantener un tubo de ensayo en posición vertical, con la boca del tubo hacia arriba. Otro estudiante colocado a unos 30 cm frente al primero debe, con ambos ojos abiertos, insertar rápidamente un lápiz en el tubo de ensayo. A continuación, este estudiante debe retirar el lápiz y acercarlo a su cuerpo con ambos ojos cerrados; rápidamente y sin vacilación, trate de insertar de nuevo el lápiz en el tubo de ensayo esta vez con un sólo ojo abierto. Explique sus resultados. En el contexto del experimento anterior intente unir las puntas de grafito debidamente afiladas de dos lápices con los dos ojos abiertos y luego con un solo ojo.

5. POSTIMÁGENES POSITIVAS Y NEGATIVAS.

5.1. Como material se emplean discos de cartón coloreados: rojo, verde, amarillo, azul y negro. Se sitúa el alumno a 1 o 2 metros de distancia y mira fijamente uno de los discos coloreados por un intervalo de 20 a 30 segundos, pasados los cuales dirigirá la mirada sobre el disco blanco y deberá percibir la visión de la post-imagen correspondiente (la imagen del color complementario del color del disco usado). Repita para cada uno de los discos coloreados.

5.2. Observe fijamente el centro de la imagen central durante 30 segundos. A continuación, fije su mirada en el punto central del recuadro de la izquierda y describa sus observaciones. Repita la maniobra, pero utilice ahora el recuadro de la derecha. Explique lo observado.

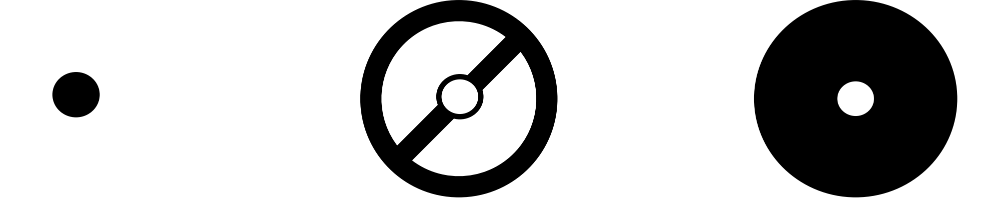


Fig. 5: Imágenes usadas para determinar las postimágenes.

6. DALTONISMO
Observe cuidadosamente la carta pseudo-isocromática de Ishihara que se le presenta. En ella observará áreas cubiertas de puntos de diferentes tamaños y colores. Identifique en ellas el número o letra que se encuentra organizada por los mismos en cada carta. Explique sus observaciones. Elabore una tabla que incluya todas las anomalías de la visión de los colores.

6. OFTALMOSCOPÍA
Use un oftalmoscopio para realizar un fondo de ojo con la ayuda de su profesor. Identifique el punto ciego (disco óptico), la mancha amarilla y la fóvea.

7. TONOMETRÍA.
Se medirá la presión intraocular de los estudiantes seleccionados por cada equipo con un tonómetro de Schiotz.

NOTA: **la oftalmoscopía y la tonometría deben ser realizados por el personal médico de la Cátedra.**

ACTIVIDAD ESPECIAL No. 1: ELABORACION DE UN MODELO FISICO DEL OJO HUMANO Y DE LA VISIÓN.

Cada Equipo debe elaborar un modelo físico-fisiológico (maqueta, prototipo ojo-robot) del ojo humano (usando diversos tipos de materiales) incorporando sus diversas estructuras. Considere también los mecanismos de control del enfoque del ojo para la visión cercana y lejana (acomodación del cristalino, convergencia de los ejes visuales y adaptación de la pupila). Sobre el modelo del ojo-robot primero se debe elaborar una tabla con el tamaño anatómico de las diversas estructuras del ojo (pupila, iris, cristalino, camaras anterior y posterior, vítreo, esclerótica, córnea retina, músculo ciliar, cuerdas tendinosas, músculos extrooculares, etc.). Deben tomar en cuenta que el tamaño de algunas de esas estructuras son diferentes para la visión cercana y lejana. El tamaño anatómico de cada estructura debe ser multiplicada x 10, para usar el mismo factor (suposición) que convierte un ojo esférico de 2,5 cm de diámetro aproximadamente a uno de 25 cm ([25/2,5]=10).

ACTIVIDAD ESPECIAL No. 2: PROBLEMAS PARA LA PRÁCTICA DE VISIÓN.

Resuelva de los siguientes problemas solo cuatro (4).

1. Utilizando el modelo del ojo reducido (Fisiología Médica, William. Ganong, El Manual Moderno, 20ava edición en español, 2006, México, pág. 146), calcule la potencia total del ojo normal no acomodado (enfocado al infinito). Se supone que toda la refracción ocurre en una única superficie refractora, a 5 mm del punto nodal (n), entre un medio de índice de refracción 1,000 (aire) y otro con índice de refracción de 1,333. Radio de curvatura de la superficie refractora: 5,5 mm.

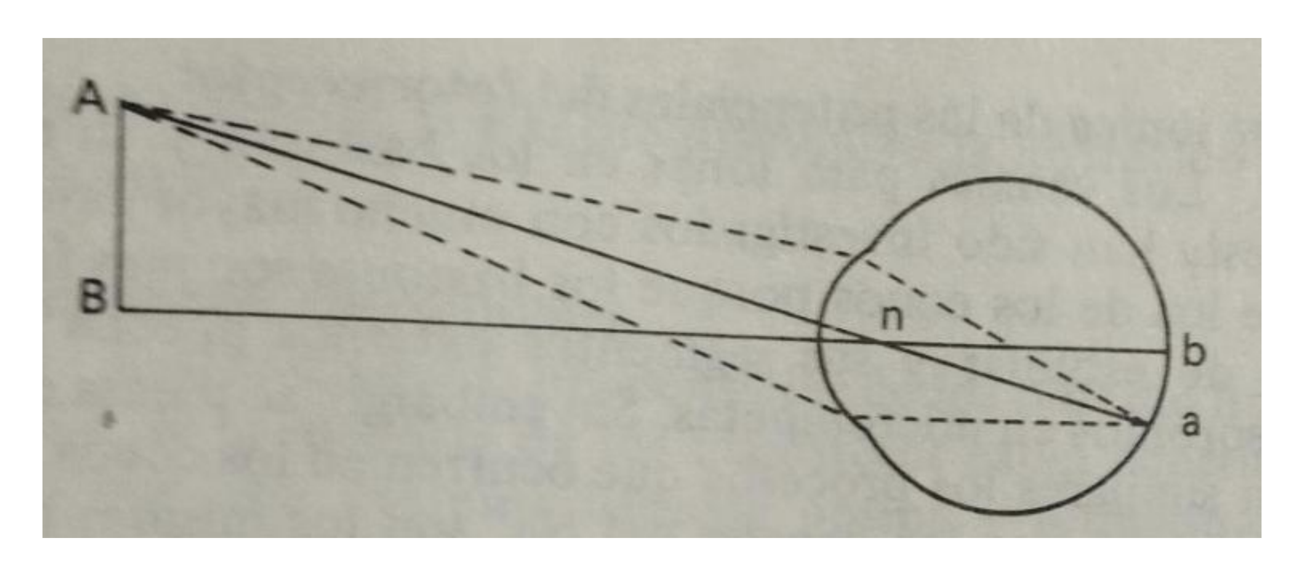


Fig. 6. ESQUEMA ÓPTICO DEL OJO REDUCIDO.

2. Usando el modelo de ojo simplificado o esquemático, calcule la potencia total del ojo enfocado al infinito sabiendo que la potencia de la córnea es de +43 Dioptrías.
Datos: Índice de refracción:

del cristalino: 1,414
del humor vítreo y acuoso: 1,336
Radio de Curvatura del cristalino enfocado al infinito:
Superficie anterior. +10,0 mm
Superficie posterior: -10,0 mm

3. Usando el modelo de ojo simplificado o esquemático, calcule la potencia total del ojo acomodado para la visión cercana sabiendo que la potencia de la córnea es de +43 Dioptrías.
Datos: Índice de refracción:

del cristalino: 1,414
del humor vítreo y acuoso: 1,336
Radio de curvatura del cristalino acomodado:
Superficie anterior: + 5,5 mm
Superficie posterior: -10 mm

6. Un individuo tiene la córnea y el cristalino normales y el globo ocular alargado de tal manera que la distancia entre el punto nodal (ojo reducido) y la retina es 2,7 cm. Suponga que la potencia del ojo normal acomodado para un objeto colocado a 25 cm de él es 44 Dioptrías y la potencia del ojo normal enfocado al infinito es 40 Dioptrías.
a. ¿Qué tipo de defecto visual presenta la persona?
b. ¿En cuánto habrá variado la gama de potencias respecto a una persona normal?
c. ¿Qué potencia tiene la lente correctora?

Para los siguientes problemas cuando sea requerido considérese que:
Para un ojo normal: Punto Próximo = 25 cm, Punto Remoto: 6 metros.
Para un ojo miope: Punto Próximo menor que 25 cm, Punto Remoto: 6 metros o menor que 6 metros.

Para un ojo hipermétrope: Punto Próximo mayor que 25 cm, Punto Remoto: mayor que 6 metros, en algunos casos la sustitución de 6m por infinito no cambia sustancialmente los resultados.
Para un ojo solo con presbicia: Punto Próximo mayor que 25 cm, Punto Remoto: 6 metros.

4. Una persona hipermétrope tiene el punto próximo a 50 cm en lugar de los 25 cm normales.
a. ¿Qué tipo de lentes habrá que usar para corregir este defecto?
b. ¿Serán útiles esas lentes para ver de lejos?
c. Calcúlese qué distancia focal y qué potencia (expresada en dioptrías) tendrá la lente correctora.

5. Un ojo miope tiene el punto remoto situado a 5 m, es decir, no ve con nitidez más allá de esa distancia.
a. ¿Qué tipo de lente debe usarse para corregir este defecto?
b. Calcúlese la distancia focal y la potencia (en dioptrías) de esa lente.
c. ¿Afectará esa lente a la visión cercana?

6. Una persona mayor padece presbicia. Tiene el punto próximo situado a 75 cm del ojo y el remoto a 5 m.
¿Entre qué valores extremos debe variar la potencia de unas gafas bifocales que le permitan ver bien de cerca y de lejos?

7. Suponga que por su miopía usted no puede ver claramente objetos que están más allá de 96 cm (punto remoto) de sus ojos.
a. Calcule la distancia focal y la potencia de una lente correctora que ante un objeto colocado a 6 metros forme una imagen virtual a 96 cm del ojo.
b. Considerando la distancia focal de la lente determinada en el punto a: ¿A qué distancia del ojo estará la imagen virtual formada por la lente correctora de un objeto colocado a 25 cm del ojo.

8. Un sujeto tiene su punto próximo a 50 cm del ojo y su punto remoto en el infinito.
a. ¿Cuál es la potencia del ojo cuando está enfocado al infinito? b. ¿Cuál es la potencia del ojo cuando está acomodado?
c. ¿Cuál es la diferencia entre las dos potencias, denominada poder útil de acomodación?

9. Los puntos próximo y remoto de un paciente se encuentran, respectivamente, a 20 cm y 250 cm de su ojo.
a. ¿Qué anomalía de la visión presenta el paciente?
b. ¿Qué tipo de lente se le prescribe para corregir este defecto?
c. ¿Cuál es la potencia de la lente correctora para la visión lejana?
d. ¿Cuál es el punto próximo del ojo con esa lente correctora?
e. ¿Cuál sería la potencia de la lente correctora para la visión cercana que permitiría obtener un punto próximo (del ojo con lente correctora) de 25 cm?

10. Un sujeto presenta un punto remoto de 2 metros y un punto próximo de 10 cm. Se requiere corregir tanto para el punto remoto como para el próximo ¿Qué tipo de lente correctora prescribiría? ¿Qué lente se ubicaría en la parte inferior de las gafas? ¿Cuál es el funcionamiento de una lente bifocal? ¿Y el de una lente multifocal?

11. Un sujeto presenta un punto remoto de 10 m y un punto próximo de 40 cm. Se requiere corregir solo para el próximo ¿Qué tipo de lente correctora bifocal prescribiría? ¿Qué lente se ubicaría en la parte inferior de las gafas? ¿Cuál es el funcionamiento de una lente bifocal? ¿Y el de una lente multifocal? Si se requiere corregir tanta para el punto próximo como para el punto remoto cuales serían las características de la lente bifocal a prescribir.

13. Discuta sobre los últimos avances de la oftalmología: lentes intraoculares, gafas con lentes adaptables, cirugía de cataratas, tratamiento de glaucomas, etc.

14. Discuta el ojo completo de Gullstrand. ¿Cuál es la diferencia entre este modelo de ojo y los modelos de ojo reducido y esquemático (o simplificado)? Elabore una tabla para comparar.

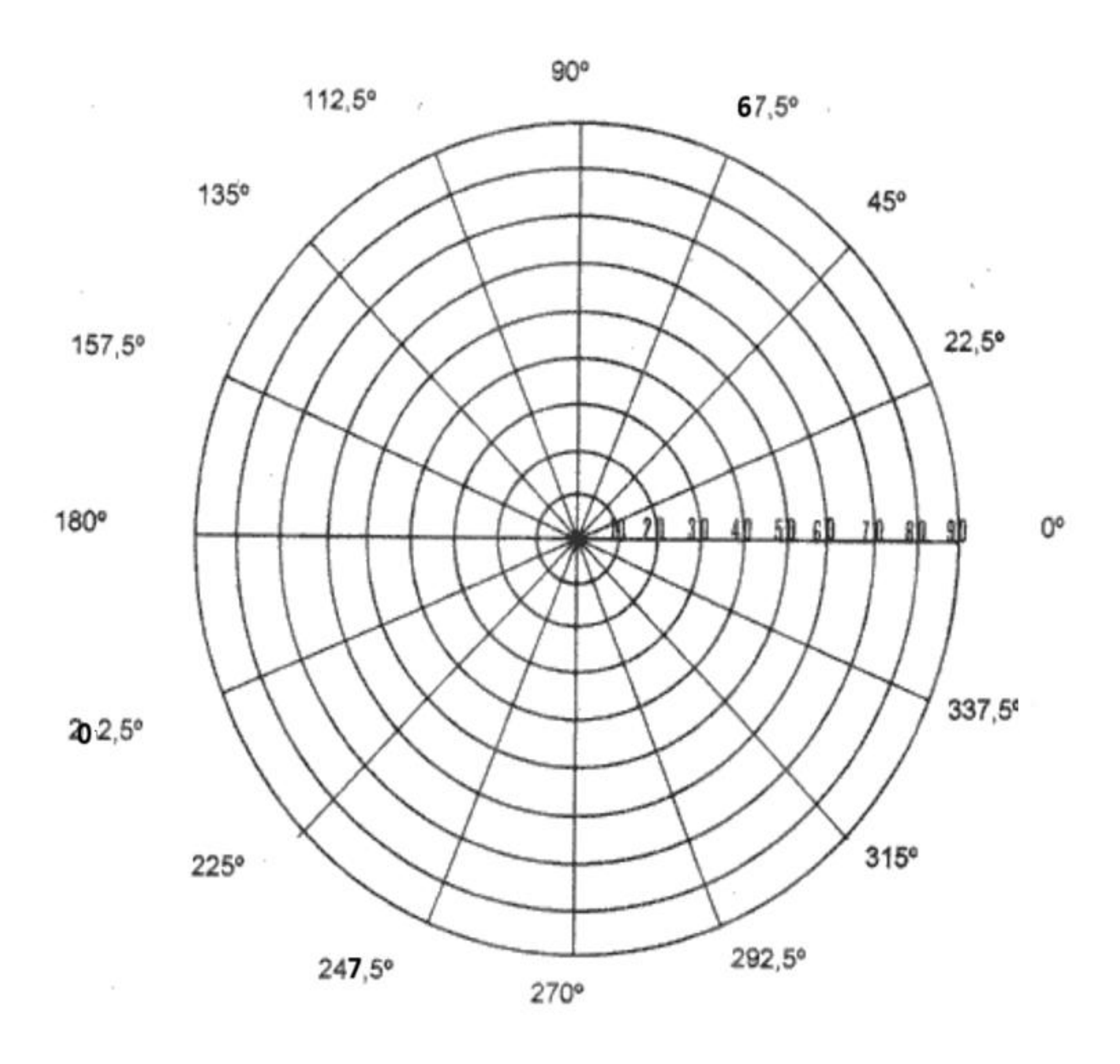


Fig. 7. El círculo campimétrico-perimétrico (grafico polar).

REFERENCIAS

1. Fisiología Humana. Un enfoque integrado. Dee Unglaub Silverthorn. 8va edición. Capitulo. 10: Fisiología Sensitiva. 10.6: Ojo y visión. Pp: 337-351. Editorial Médica Panamericana. 2019.

2. Guía de Trabajos Prácticos y Demostraciones de Fisiología. Año académico 1972-73. Editado por la Cátedra de Fisiología.

3. Óptica y sus Aplicaciones para Estudiantes de Medicina. Antonio D'Alessandro Martínez y Alejandro Holguín. Tercera edición. Universidad Simón Bolívar. Sartenejas-Venezuela. 1993.

4. Experimentos en Fisiología. 2da. Impresión. Thomas Morrison, Frederick Cornett, J. Edward Tether & Pauline Gratz, Editorial CECSA, México. 1973. Práctica de Visión. Pp 36-39.

5. Proyecto Nuffield de Ciencias para la Enseñanza Secundaria. Hilda Misselbrook, Edgar Howard, R.G. Cawthorne. Tema 5: Extensión de la percepción sensorial. Campo de estudio 5.3: La vista y el comportamiento de la luz. Pp: 63-142. Editorial: Omega. España.

PRÁCTICA N°6
ACTIVIDAD PRÁCTICA ESPECIAL
DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA II
Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

Desarrollar habilidades de compresión de lecturas científicas. Estimular el análisis crítico de artículos científicos. Desarrollar modelos de presentación de trabajos científicos. Reforzar contenidos del programa teórico de la asignatura

PROCEDIMIENTO

La Discusión de Literatura Científica II consta de la discusión de los avances y progresos realizados por los estudiantes sobre el contenido del artículo.
Análisis y Discusión de las partes del contenido del artículo desarrolladas por los estudiantes.
Comentarios, críticas y sugerencias por parte del profesor.
En caso de ser necesario podrán ser programadas sesiones adicionales, previas a la sesión III, en horario establecido de mutuo acuerdo entre el Profesor y los Estudiantes integrantes de los Equipos, a los fines de lograr el análisis y discusión total del artículo.
Orientación por parte del Profesor sobre la búsqueda de artículos relacionados con el primero que se entregó, para el desarrollo de la sesión III.

Evaluación: presencial (evaluación individual) o video con la presentación de cada miembro del equipo.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 7
ACTIVIDAD PRÁCTICA ESPECIAL
DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA III
Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

Desarrollar habilidades de compresión de lecturas científicas. Estimular el análisis crítico de artículos científicos. Desarrollar modelos de presentación de trabajos científicos. Reforzar contenidos del programa teórico de la asignatura

PROCEDIMIENTO.
En la tercera sesión: DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA III se revisa la actualización y el estado del arte del tema relacionado con el artículo. Presentación y discusión de artículos relacionados con el tema.
Incorporación de la información pertinente extraída de los artículos relacionados en los planteamientos del artículo original.
Discusión de las conclusiones del trabajo.
Organización de la presentación del trabajo final.
Comentarios, críticas y sugerencias por parte del profesor.
Sesiones extras podrán ser programadas previas a la sesión IV en horario establecido de mutuo acuerdo entre el facilitador y los integrantes de los equipos, a los fines de lograr los objetivos no alcanzados durante esta actividad.

Evaluación: presencial (evaluación individual) o video con la presentación de cada miembro del equipo.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 8
ACTIVIDAD ESPECIAL DE INMUNOLOGÍA

Responsable: Profesora Adriana Mayora Mejía.

OBJETIVOS

Analizar los conceptos básicos de la Inmunología.
Analizar los fundamentos de algunas técnicas inmunológicas con aplicación clínica.

PROCEDIMIENTO

La actividad se realizará como Seminario, y cada equipo entregará un informe el mismo día de su presentación.

TEMARIO DE LA ACTIVIDAD

Anticuerpos. Antígenos. Inmunoglobulinas. Inmunidad innata. Inmunidad adquirida específica. Complemento. Procesamiento y presentación de antígenos peptídicos exógenos. Citoquinas. Factores estimulantes de las colonias de granulocitos y macrófagos. Histocompatibilidad. Trasplante. ELISA. Western blot. Citometría de flujo. Reacción en cadena de la polimerasa.

DISTRIBUCIÓN DE LAS ACTIVIDADES PARA LOS EQUIPOS 1, 2, Y 3 DE CADA UNO DE LOS GRUPOS.

A. TODOS LOS EQUIPOS 1 DE TODOS LOS GRUPOS.

1) Describa las funciones de las siguientes células inmunocompetentes y señale para cada una de ellas los marcadores de linaje:
   Linfocitos T, linfocitos B, células NK, células dendríticas, células mástil, granulocitos, neutrófilos
2) Explique los principios de la técnica de citometría de flujo y sus aplicaciones.
3) Describa inmunidad innata y adquirida.
4) El sistema HLA y los trasplantes de tejidos.

B. TODOS LOS EQUIPOS 2 DE TODOS LOS GRUPOS.

1) Describa el receptor de la región Fc de los diferentes subtipos de inmunoglobulina. Cuales células expresan dicho receptor y las consecuencias de su ocupación en la respuesta inmune.
2) Describa la cromatografía de afinidad y su aplicación en ensayos inmunológicos.
3) Describa el papel de las inmunoglobulinas en la activación del sistema complemento y el contexto celular en el cual se lleva a cabo.
4) Desarrollo de los Acmc.

C. TODOS LOS EQUIPOS 3 DE TODOS LOS GRUPOS.

1) Describa el precursor de los linfocitos Th1 y Th2, las funciones asociadas a estas subpoblaciones, el patrón de secreción de citoquinas y sus propiedades efectoras en la respuesta inmune.
2) ¿Qué es un inmunoensayo? Describa las técnicas:
   ELISA (en sus diferentes versiones), Western Blot, Inmunohistoquímica e Inmunoprecipitación.
3) Describa el proceso inflamatorio, las células inmunocompetentes que participan y citocinas asociadas.
4) Terapias basadas en citocinas.

INFORME:
Versará sobre los temas desarrollados por cada uno de los equipo. El informe debe estar estructurado tal como se establece en la **Introducción** de este Manual de Prácticas**. Evaluación:** El informe constituye el 50% de la nota total de la actividad. En el informe se incorporará un anexo con los ejercicios sobre técnicas serológicas que aparecen en PhysioEx 10.0.

SEMINARIO: Modalidad virtual o presencial.

El día del seminario el Profesor asignado escogerá al azar los temas y los estudiantes que expondrán las actividades por cada equipo, de tal manera que todos los estudiantes del mismo equipo expongan una parte del tema correspondiente. La duración total de la exposición por equipo será de 30 minutos. Se calificará individualmente los integrantes de cada equipo. Los estudiantes expondrán on line o grabarán un video con la exposición y lo enviarán al profesor.

Evaluación: Esta calificación constituye el 50% de la nota total de la actividad. Los equipos podrán realizar consultas y recibir asesoría por parte del profesor asignado a su grupo en las semanas previas al desarrollo de la actividad.

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

- Abbas, A.K., Lichtman, A.H., Pober, J.S. (2018) Inmunología Celular y Molecular. 9na Edición. Elsevier Saunders España.
- Regueiro G. 2012. Inmunología. Biología y Patología del Sistema Inmunitario. 4 Edición. Editorial Médica Panamericana México.
- Roitt, I.M. (2014) Inmunología. Fundamentos. 12ª Edición. Editorial Médica Panamericana, México.
- Barrett, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong.Fisiología Médica 26va E. 2019. McGraw Hill. Lange.
- Zao, P.; Stabler, Th.; Smith, L.; Peterson, G.; Lokuta, A. (2020) PhysioEx™ 10.0 for A&P. Laboratory Simulations in Physiology. Pearson Benjamin Cummings. USA.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 9
ACTIVIDAD PRÁCTICA
DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA IV
Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

Desarrollar habilidades de compresión de lecturas científicas. Estimular el análisis crítico de artículos científicos. Desarrollar modelos de presentación de trabajos científicos. Reforzar contenidos del programa teórico de la asignatura.

PROCEDIMIENTO
En la DISCUSIÓN DE LITERATURA CIENTÍFICA IV se realiza la Presentación oral del artículo estudiado. La presentación del trabajo será oral, para ello cada uno de los integrantes del equipo expondrán y serán seleccionados por el profesor de manera aleatoria el día de la presentación. La presentación tendrá una duración máxima de 30 minutos. Los estudiantes podrán hacer uso de los materiales y equipos audiovisuales que consideren necesarios. Asimismo, podrán solicitar consultas previas y recibir asesoría por parte del profesor asignado a su grupo. Las preguntas realizadas por el profesor y/o cualquier estudiante durante la exposición y las respuestas correspondientes de los estudiantes que realizan la Exposición (presentación) deben constituir un anexo que luego será grabado en un CD.

El CD debe ser entregado hasta una semana después de culminada la Presentacion final en DLCIV en la secretaría de la Catedra un CD debidamente identificado en su carátula con el año académico, el número del Grupo y Equipo, y el profesor asignado. (NO use etiquetas porque se despegan con el tiempo) con marcador indeleble.

El CD contendrá:
1. Un archivo en Calibri, No. 12, 1 espacio y medio, donde incluya: Universidad, Facultad, Escuela, Departamento, Cátedra, identificación del artículo con sus autores, Revista, Volumen, número, páginas, ano.
2. Un archivo con el nombre del profesor del grupo, identificación (apellido y nombre) de cada uno los integrantes del equipo de práctica junto con su dirección electrónica y teléfonos. El nombre del archivo será **DATOS DEL GRUPO X, EQUIPO Y.**
2. Los archivos correspondientes a la presentación definitiva en formato Word, Power Point y PDF, y todos los artículos utilizados (en PDF), el principal y los complementarios si fuere el caso.
3. Un archivo con el video y audio de la presentación.
4. Un archivo (en Word y PDF) denominado **ANEXO** con las preguntas hechas por el profesor y/o estudiantes durante la presentación y las respuestas dadas por los estudiantes del equipo expositor. Nota: Las preguntas (y sus respuestas) formuladas por el profesor en la presentación oral de DLC4 que resulten insatisfactorias para el

profesor en la presentación deben ser enviadas por el Equipo al profesor con anterioridad a la elaboración del Reporte para su revisión. Si el profesor califica de nuevo las respuestas como insatisfactorias, el Equipo debe realizar una investigación posterior para elaborar las respuestas adecuadamente, enviarlas de nuevo al profesor a su correo electrónico al profesor e incorporarlas con su aprobación al ANEXO mencionado. Si las respuestas son consideras adecuadas por el profesor en el momento de la presentación ellas pueden ser incorporadas al ANEXO sin la revisión posterior del profesor.
5. La versión en Word y PDF del REPORTE siguiendo los lineamientos que aparecen en este Manual.
Evaluación: 40% del total de la DLC: 50% Exposición DLC IV y 50% Reporte del artículo, o equivalentemente, 20% Exposición DLC IV + 20% Reporte del artículo.
6. El Reporte del artículo debe ser enviado al correo del profesor y a los correos: damantonio266@gmail.con y anablancodiaz8@gmail.com.
7. Una vez culminada la presentación de la DLC4 y la posterior entrega del CD, el profesor del grupo debe notificar al Jefe de la Catedra y al Coordinador Docente vía correo electrónico el o los equipos seleccionados del grupo, identificando el artículo correspondiente, que tienen mérito para ser presentados en las Pre-Jornadas del IME2023 en el mes de Noviembre, señalando el nombre del expositor y su suplente, indicando correo electrónico y número telefónico.

NORMAS PARA EL REPORTE DE DISCUSION DE LITERATURA CIENTIFICA

Para realizar justo después de la presentación de DLC4.

OBJETIVOS
1. Expresar en forma didáctica el contenido de un artículo científico publicado en los últimos 5 años en idioma inglés, sobre Fisiología y aquellos que relacionen Fisiología con la Fisiopatología y la Clínica Médica
2. Desarrollar en el estudiante destrezas para resumir clara y concisamente las ideas propias y de los autores de las fuentes referenciales consultadas.
3. Estimular el interés por la investigación bibliográfica o referencial como técnica de actualización profesional y de ampliación de conocimientos.
4. Desarrollar en el estudiante destrezas en la aplicación de las normas de redacción a un Reporte.
5. El Reporte de la actividad Discusión de Literatura Científica es un trabajo grupal y está sujeta a las Normas de Redacción que aparecen más abajo.

NORMAS DE REDACCIÓN DEL REPORTE

1. El nombre del Reporte es el mismo del artículo principal analizado. El Reporte debe estar escrito en un procesador de palabra a 1 espacio y medio en papel carta, tipo de letra Calibrí (Cuerpo), No. 12. Márgenes: 2 cm superior e inferior, 3 cm a la izquierda y 2 cm a la derecha. No use sangría luego de punto y aparte, sino que agregue un espacio adicional para separarlo del párrafo anterior.

2. Si requiere incluir en el reporte un gráfico grande, este debe reducirse a tamaño carta.
3. El número total de páginas debe ser máximo 15 páginas.
4. Las figuras, tablas, cuadros, etc., pueden aparecer en el texto debidamente citadas, o bien todas al final del Reporte.
5. El Reporte incluido en el CD debe tener una carátula que incluya los siguientes items: Universidad, Facultad, Escuela, Departamento, Cátedra, Título de la Monografía, Nombre de los Autores, Cedula de Identidad, correos electrónicos, números telefónicos, Nombre del Tutor, teléfonos y correos electrónicos, Ciudad y Año. En la página siguiente, el estudiante identificará la asignatura y profesores de la misma. En esta página puede señalar observaciones, agradecimientos, reconocimientos, etc.
6. En la página siguiente se inicia el Cuerpo del Reporte que debe contener:
a. Índice: contiene títulos y subtítulos y el número de las páginas donde se encuentra desarrollado. En las próximas páginas se colocan índice de figuras señalando sus fuentes, índice de tablas, índice de cuadros, glosario, etc. Deben citarse y diferenciarse en el texto las figuras, tablas, cuadros, etc. (por ejemplo, Figura No…, Tabla No...., Cuadro No…). El tamaño de todas las páginas es carta. Todas las páginas deben estar numeradas excepto la carátula y los índices.
b. Resumen: incluye los aspectos más relevantes del Reporte que se corresponden con el resumen del artículo estudiado. Extensión media cuartilla.
c. Introducción: Aquí deben aparecer los objetivos e importancia (justificación práctica, metodológica, teórica) de la investigación que se corresponden con la introducción del artículo estudiado. Se indican las preguntas de investigación e hipótesis.
d. Resultados Experimentales y Discusión de los Resultados: que se corresponden con aquellos correspondientes al artículo estudiado.
e. Conclusiones: Discuta si los objetivos propuestos en el artículo fueron alcanzados y las limitaciones que se le presentaron a los autores. Las conclusiones no son un resumen de los RESULTADOS.
f. Al final del reporte debe incorporarse una sección que se denomine CRÍTICA del artículo donde se expresen todos los aspectos del artículo que deberían haberse abordado según los miembros del equipo de forma diferente, imprecisiones, ausencia de información, detalles faltantes, etc.
g. Citas dentro del trabajo dentro del texto: deben utilizarse una de las siguientes normas: Vancouver, APA, Manual UPEL, Harvard, etc., y mantenerlas durante todo el reporte.
Las citas textuales deben transcribirse después de dos puntos al final del párrafo y deben colocarse entre comillas en el siguiente párrafo escritas a 1 espacio. Justo antes de los dos puntos colocar entre paréntesis el autor o autores y fecha de la publicación, o bien el número correspondiente a la cita, de acuerdo con las normas usadas. Las ideas parafraseadas del autor o autores del trabajo analizado deben referenciarse apropiadamente.
7. Las secciones que aparecen en el cuerpo del Reporte deben organizarse en títulos y subtítulos disminuyendo progresivamente el tamaño de los mismos. Privilegie la presentación de la información en forma de cuadros, mapas de conceptos, dibujos, esquemas, tablas, diagramas de flujo, etc. NO corte y pegue la Información sino procésela y preséntela de la manera mencionada anteriormente. Exponga diferentes

puntos de vista sobre los diferentes aspectos abordados y presente su punto de vista personal, si es pertinente. La discusión puede darse luego de cada resultado experimental por resultado, es decir, después de cada resultado o bien presentar todos los resultados y luego realizar la discusión de cada uno de ellos.

8. Si se consultó uno o más artículos adicionales, la información extraída debe ser incorporada a las secciones correspondientes del artículo principal (Introducción, Resultados, Discusión) mencionando la fuente referencial.

9. Las Referencias citadas en el cuerpo del trabajo deben aparecer como una sección aparte listada de acuerdo con las Normas de publicación seleccionada.

10. Las figuras, esquemas, diagramas, tablas, cuadros, etc., pueden estar aislados en la página siguiente a la página donde fueron citadas o insertas dentro del texto. Puede colocar varias figuras juntas.

Las figuras, tablas, cuadros, etc., deben tener sus leyendas y fuentes colocadas en la parte inferior de las mismas.

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 10
ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
CARDIOVASCULAR
EFECTO DE LA POSTURA Y EL EJERCICIO SOBRE LA PRESIÓN SANGUÍNEA Y LA FRECUENCIA CARDIACA. AUSCULTACIÓN DE LOS RUIDOS CARDIACOS. ANÁLISIS DE UN ELECTROCARDIOGRAMA.

Responsable: Profesor Antonio D'Alessandro Martínez

OBJETIVOS

Determinar la frecuencia de pulso de un sujeto.
Estimar la regularidad del pulso de un sujeto.
Determinar la presión arterial sistólica de un sujeto en posición decúbito supino y erecto por el método de Riva-Rocci.
Determinar la presión arterial sistólica y diastólica de un sujeto en posición decúbito supino y erecto por el método de Korotkoff.
Calcular la presión de pulso y la presión arterial mediante un sujeto en posición decúbito supino y erecto.
Evaluar mediante el test de Schneider la capacidad del sistema cardiovascular para adaptarse a ciertos cambios de postura y actividad física.
Establecer la condición física de un sujeto mediante el test de Schneider.
Determinar las características de los ruidos cardíacos.
Evaluar un electrocardiograma.

El Estudiante encontrará **Preguntas Orientadoras**, que abordan diversos tópicos de interés teórico y clínico que son de importancia para la formación médica. Las respuestas a dichas preguntas no necesariamente requieren ser incorporadas al Informe.

I. TÉCNICAS GENERALES QUE EL ESTUDIANTE DEBE MANEJAR

a. Medición indirecta de la frecuencia de pulso.

En el antebrazo de uno de sus compañeros (en posición supina o erecta, según el caso) explore el canal radial, 2 cm por encima de la muñeca hasta localizar la arteria radial. Coloque suavemente los dedos índice y medio, palpe el pulso, cuente el número de pulsos en cuatro (4) lapsos sucesivos de 15 s durante 1 minuto (SIN INTERRUMPIR EL CONTEO), al final obtenga la frecuencia de pulso (pulsos/min) sumando el conteo obtenido en los cuatro (4) lapsos de tiempo de 15 s.

Evaluación de la regularidad del pulso: evalué la desviación estándar (σ) de los valores obtenidos en cada conteo de 15 s. Si esta es superior a 3 pulsos, el pulso puede ser clasificado como irregular (ver Apéndice).

NOTA: ¿Por qué se debe evitar usar el dedo pulgar para palpar el pulso radial o cualquier otro pulso?

Cuadro 1. Unidades comunes usadas para medir la presión.

1 Pascal = $1 N/m^2$	1 KPa = 1000 Pa	1 atm = 101 KPa	1 bar = 10^5 N/m^2	1 mbar = 0,750 mm de Hg

	Atmósfera	N / m^2	cm H_2O	mm Hg (1 Torr)	lb / in^2 (psi)
1 atmósfera	1	$1.01x10^5$	1033	760	14.7
1 N / m^2	$0.987x10^{-5}$	1	0.0102	0.0075	$0.145x10^{-3}$
1 cm H_2O	$9.68x10^{-4}$	98.1	1	0.735	0.014
1 mm Hg (1 Torr)	0.00132	133	1.36	1	0.0193
1 lb/in^2 (psi)	0.0680	6895	70.3	51.7	1

Cuadro 2: Factores de conversión de las unidades de presión.

b. Medición de la Presión Arterial

- **Método Palpatorio (Método de Riva-Rocci):** Esté método fue diseñado por el Dr. Scipione Riva-Rocci (Italia, 1863-1937). Coloque en decúbito supino (decúbito dorsal) sobre una cama o mesa a uno de sus compañeros con sus brazos descansado sobre ella. Coloque el brazalete (se encuentra unido a un manómetro de mercurio o aneroide) alrededor de uno de los brazos, ajustado, sin comprimir y con el borde inferior a 2 ó 3 cm por encima del pliegue del codo. Palpe la arteria radial y comience a elevar la presión del brazalete hasta que desaparezca el pulso. Este valor de presión corresponde a la presión sistólica de Riva-Rocci. Este método no permite determinar la presión diastólica.
- **Método Auscultatorio (Método de los Ruidos de Korotkoff).** Esté método fue diseñado por el Dr. Nicolai Korotkoff (o Korotkow) (Rusia, 1874-1920). Justo después de determinar la Presión Sistólica por el método de Riva-Rocci y sin desinflar el brazalete localice en el pliegue del codo las ramas de la arteria humeral (braquial) y coloque allí la membrana o diafragma del estetoscopio (la campana se acostumbra usarla para auscultar los ruidos cardiacos). Comience a elevar la presión del brazalete (la válvula de escape debe estar cerrada) hasta aproximadamente 30 mm Hg por encima de la presión a la cual desapareció el pulso radial (presión sistólica de Riva-Rocci); no oirá ruido alguno con el estetoscopio debido a que la arteria está totalmente ocluida por el brazalete (las orejeras deben estar dirigidas hacia afuera, en la misma dirección de los conductos auditivos; en algunos tipos de estetoscopio existe un suiche que habilita bien sea el diafragma o la campana, por lo cual debe asegurarse que este suiche está en la posición correcta). Abra gradualmente y en forma muy lenta la válvula de escape del manómetro de manera que la presión descienda lentamente (2-3mmHg/s), observe el valor de la presión a la cual aparece el primer ruido de Korotkoff, esa medición corresponde a la presión sistólica (presión máxima del pulso arterial). Continúe disminuyendo la presión hasta que los ruidos desaparezcan (Fase V de los ruidos), este valor de la presión corresponde a la presión diastólica (presión mínima del pulso arterial; cuando los ruidos no desaparecen se utiliza, el criterio de la Fase IV de los ruidos o zona donde ocurre el decrecimiento brusco en la intensidad de los ruidos). En los Cuadros 1 y 2 se presentan las unidades más comunes para medir la presión y sus factores de conversión, respectivamente.

PREGUNTAS ORIENTADORAS N°1

1. Investigue sobre los atributos del pulso: a. Regularidad, b. Frecuencia del pulso, c. Tensión o dureza (presión sistólica), d. Amplitud del pulso (presión de pulso), e. Forma del pulso (forma de las ramas ascendente y descendente).
2. Elabore una tabla donde especifique diversos tipos de patologías y sus pulsos arteriales característicos.
3. ¿Cuáles pueden ser las posibles causas de un pulso irregular?
4. ¿En qué situaciones la Frecuencia Cardiaca (FC) no se corresponde con la Frecuencia de Pulso (FP) (déficit de pulso)?
5. ¿En qué consiste el silencio o intervalo auscultatorio?
6. ¿Por qué ocurre el pulso paradójico?
7. ¿Qué factores pueden influir en la toma incorrecta de la presión arterial?

8. Investigue sobre otros métodos para determinar la presión arterial en forma no invasiva (oscilometría, tonometría, Doppler, plestimografía, etc.). Cuales métodos permiten determinar solo presión sistólica y diastólica, y frecuencia de pulso, Cuales permiten registrar además la morfología del pulso?
9. Investigue sobre las ventajas y las desventajas del cateterismo para medir la presión arterial.
10. Investigue cómo influye el ciclo sueño-vigilia sobre la presión arterial.
11. En algunos sujetos, usualmente con patologías cardiovasculares, al medir la presión arterial los ruidos de Korotkoff nunca desaparecen. En este caso se recomienda utilizar la fase IV de los ruidos de Korotkoff como indicador de la presión diastólica. Describa las características fundamentales de los ruidos en ésta fase.
12. ¿Qué significa el término presión manométrica? Los valores típicos normales de presión sistólica =120 mmHg y diastólica = 80 mmHg se refieren a presiones manométricas, Cuales son las presiones absolutas en cada caso?¿Por qué una presión sistólica de 120 mmHg tomada en el Everest es idéntica a la misma presión obtenida a nivel del mar?
13. ¿Qué es la presión venosa central y cómo se mide de manera no invasiva e invasiva?
14. Si usted quisiera evidenciar la existencia de válvulas venosas unidireccionales en el antebrazo o en la pierna de un sujeto ¿qué procedimiento sencillo usaría?
15. ¿Cuál es la influencia de las venas y las arterias en la regulación de la presión arterial?
16. ¿Cuál es la influencia del retorno venoso en la regulación de la presión arterial?
17. ¿En qué consiste el Monitoreo Ambulatorio de la Presión Arterial (MAPA) o Holter de Presión?

c. Auscultación de los ruidos cardíacos.

La auscultación de los ruidos cardíacos R1 y R2 se realiza colocando el estetoscopio sobre los focos valvulares (Cuadro 3). El R1 se escucha con mayor intensidad en los focos de las válvulas aurículo-ventriculares (mitral o bicúspide y tricúspide), mientras que el R2 se escucha más fuertemente en los focos de las válvulas semilunares (aórtica y pulmonar). Aprecie el pequeño silencio (tiempo que transcurre entre R1 y el próximo R2, mide la duración de la sístole) y el gran silencio (tiempo que transcurre entre R2 y el próximo R1, mide la duración de la diástole).

Cuadro 3. Ubicación de los focos valvulares:

Foco	**Ubicación**
Aórtico	En el segundo espacio intercostal derecho en el borde del esternón
Pulmonar	En el segundo espacio intercostal izquierdo en el borde del esternón
Mitral	En el quinto espacio intercostal izquierdo a nivel de la línea media clavicular
Tricúspide	En el quinto espacio intercostal izquierdo con la línea paraesternal

d. Electrocardiografía.

La Electrocardiografía es una técnica elaborada inicialmente por el Dr. W. Einthoven (1860-1927) en Holanda. El electrocardiograma (ECG) es el registro de los potenciales eléctricos generados por el corazón (conductor de volumen o volumen conductor) en el cualquier lugar del cuerpo durante cada ciclo cardíaco. Estos cambios son detectados usualmente con electrodos colocados estratégicamente sobre la superficie corporal del individuo, de tal manera que se miden realmente diferencias de potencial eléctrico (voltaje) en función del tiempo. Estas variaciones del voltaje en función del tiempo son denominadas derivaciones. Hoy día, el ECG constituye una de las herramientas fundamentales en el diagnóstico de las enfermedades cardiovasculares. Las derivaciones más usadas son las bipolares, las unipolares y las precordiales, estas últimas toman su nombre dado que se ubican en la región precordial del sujeto. En el Cuadro 4 se presenta la definición de las doce (12) derivaciones de la electrocardiografía escalar que es la técnica electrocardiográfica más utilizada en la clínica médica (usa tres derivaciones bipolares -D1, D2 y D3-, tres unipolares -aVR, aVL, aVF- y seis precordiales unipolares -V1 hasta V6-), pero también es usada la vectorial donde se registra directamente la evolución temporal y espacial del vector cardiaco (vector dipolo eléctrico). Los registros también se pueden hacer intracelularmente

(electrofisiología cardiaca) y en la superficie interna del corazón (estudio electrofisiológico), y cerca de la válvula tricúspide como en la electrografía del haz de His. Actualmente, para detectar con mayor precisión las arritmias cardiacas, se utilizan el mapeo cardiaco percutáneo tridimensional (que utiliza múltiples electrodos colocados en la superficie corporal) y el mapeo cardiaco tridimensional endocardial de contacto y sin contacto, o el estudio electrofisiológico intracardiaco (EEFIC). Al identificar el tejido con funcionamiento anormal se elimina por ablación, cuando es posible, mediante un catéter apropiado que usa radiofrecuencias, microondas o rayos láser.

Cuadro 4. Definición de las doce (12) derivaciones de la ECG escalar

Derivación	Definición
D1	Potencial eléctrico muñeca izquierda (I) –Potencial eléctrico muñeca derecha (D)
D2	Potencial pie izquierdo (PI)- Potencial muñeca derecha (D)
D3	Potencial pie izquierdo (PI)- Potencial muñeca izquierda (I)
aVR	Potencial eléctrico aumentado en muñeca derecha (D)
aVL	Potencial eléctrico aumentado en muñeca izquierda (D)
aVF	Potencial eléctrico aumentado en pie izquierdo (PI)
V1	Potencial eléctrico cuarto espacio intercostal, borde esternal derecho.
V2	Potencial eléctrico cuarto espacio intercostal, borde esternal izquierdo.
V3	Potencial eléctrico en el punto intermedio entre la recta que une a V2 y V4
V4	Potencial eléctrico quinto espacio intercostal, línea medio-clavicular izquierda
V5	Potencial eléctrico línea axilar anterior izquierda, en la horizontal que pasa por V4
V6	Potencial eléctrico línea axilar media izquierda, en la horizontal que pasa por V4

II. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

a. Efecto de la postura y el ejercicio sobre la presión sanguínea y la frecuencia cardiaca.

El test del Dr. E.C.Schneider (publicado en 1920, EUA) tiene dos partes, en la primera se evalúan los cambios en Frecuencia de Pulso (FP) y la Presión Sistólica (PS) que acontecen cuando un sujeto pasa de la Posición Supina (PS) a la Posición Erecta en Reposo (PER). En líneas generales tal cambio de postura, en sujetos con buena condición física (SBCF) que no son atletas, conduce a mantener la presión sanguínea mientras que la FP aumenta aproximadamente en un veinticinco por ciento (25%), además, en ellos aumenta la contractilidad (pero aún así no aumentan el volumen expulsado (al contrario, disminuye en un 40%) ni del gasto cardíaco (disminuye en un 25%) respecto a los valores que presenta el sujeto en posición supina) y también aumenta la Resistencia Periférica Total (RPT). En sujetos con una mala condición física (SMCF), la presión sanguínea cae, aun cuando usualmente ocurre un mayor aumento de la FP y de la contractilidad en posición erecta (esto ocurre para compensar la menor capacidad vasoconstrictora en estos sujetos). En atletas, durante el ejercicio la variación de la FP es pequeña y el volumen latido es mayor comparado con un sujeto no entrenado (el corazón de los atletas está hipertrofiado y presenta un incremento en el volumen intraventricular y en el espesor de la pared ventricular).
Los cambios experimentados en el sujeto al pasar de la posición supina a la erecta sin caminar, permitirán evaluar la efectividad del reflejo barorreceptor, uno de los principales reflejos que participan en el control cardiovascular.
La segunda parte del test evalúa el aumento de la FC durante el ejercicio no isométrico y con su regreso a la normalidad, y nos permite evaluar la efectividad del control cardiovascular en

esta situación fisiológica. El control cardiovascular que opera durante el ejercicio presenta una gran riqueza fisiológica: control neurovegetativo, hormonal, metabólico, paracrino, etc.

El test arroja mayor puntaje (sujeto con mejor condición física) cuando: i. la frecuencia cardiaca es más baja en posición supina y erecta sin caminar, ii. el cambio en la frecuencia de pulso cuando se pasa de la posición supina a la erecta sin caminar es más baja, iii. el cambio en la frecuencia de pulso inmediatamente después del ejercicio comparada con la posición erecta en reposo es más baja y, iv. el cambio de la presión sistólica (erecta en reposo-supina) es más alta, v. el regreso de la frecuencia de pulso después del ejercicio al valor correspondiente a la posición erecta en reposo es más rápida (tiempo más corto).

En cada Equipo de trabajo se escogerá a tres (3) estudiantes como sujetos de estudio. Anote los parámetros medidos en la Tabla de Resultados N°1.

1. El sujeto se coloca en decúbito supino **(NO RECOSTADO)** por 5 minutos hasta alcanzar una FP estable.
   A. Determine dos (2) veces la frecuencia de pulso en posición supina (FPS); para ello debe tomar el número de pulsos cada 15 segundos en forma consecutiva durante un minuto, tal como se describió anteriormente en el **Apartado I a,** anote dichos valores. Recuerde calcular la desviación estándar para cada caso. **B.** Determine si la frecuencia es regular. **C.** Calcule el promedio de los valores de las FP encontradas anteriormente y calcule el promedio de la desviación estandard. **D.** Tome la presión sistólica por el método Riva-Rocci (PS-Riva), según lo señalado en el **Apartado I b.** Luego, tome la presión sistólica supina (PSS) y la diastólica supina (PDS) por el método auscultatorio, según lo señalado en el **Apartado I.** Tómela dos (2) veces para cada estudiante (debe desinflar la almohadilla antes de realizar una nueva medida de presión y use siempre el mismo brazo). Anote los valores de presión obtenidos.
   CUIDADO: No aplique al brazo de su compañero presiones innecesariamente altas con el brazalete y en ningún caso aplique presión por un tiempo largo. Siga fielmente el procedimiento de medida. Si no lo hace puede dañar el tejido, los vasos del sujeto y producir una isquemia innecesaria con el daño consiguiente.
2. El sujeto se levanta desde la posición horizontal y se mantiene erecto en reposo por 2 minutos para que el pulso alcance una frecuencia estable. **A.** Determine la FP tal como lo hizo en 1. Esta constituye la FER (Frecuencia de pulso en Posición Erecta en Reposo). **B.** Mida la presión sistólica por el método de Riva-Rocci (PE-Riva). **C.** Tome la presión sistólica (PSE) y la diastólica (PDE) en posición erecta y en reposo por el método auscultatorio. Realice dos (2) tomas de presión por cada estudiante seleccionado, para asegurar que la medida sea correcta. **D.** Promedie las dos presiones PSE. (**Importante: las presiones deben ser medidas con el brazo a la altura del corazón**).
3. Calcule el incremento de FP de la siguiente forma: FER (Frecuencia en Posición Erecta en Reposo) de pie menos FPS (frecuencia de pulso en posición supina).
4. Calcule el cambio en presión sistólica: (PSE – PSS) presión sistólica erecta (y en reposo) menos presión sistólica acostado.
5. El sujeto se somete a ejercicio por un período de 15 segundos durante los cuales debe subir y bajar 5 veces de un banquito (**mida la altura del banquito que va a usar)** de 50 cm de altura (o seis veces uno de 45 cm de altura), a razón de 3s por cada ciclo de subida-bajada en el primer caso. **A.** Justo al culminar el ejercicio determine la FP, este valor inicial lo denominaremos FIDE (cuente el número de pulsos de presión en los primeros 10 segundos, multiplíquelo por seis (6) y anótelo. Se continúa tomando la FP, en los próximos 10 segundos (cada vez el valor se multiplica por 6 y se anota), suponemos que esta FP corresponde al valor justo al comenzar el segundo intervalo de 10 s, continúe midiendo cada 10 s hasta que la FP regrese al valor obtenido en la posición erecta sin caminar (FER). Anote este tiempo. Si la frecuencia no regresa a la FER en 2 minutos anote la frecuencia a los 2 min y calcule el número de pulsos por minuto por encima del valor FER.

6. Elabore un gráfico en papel milimetrado de la frecuencia de pulso cada 10 s (eje Y) en función del tiempo X (eje X).
7. Con el objetivo de determinar el puntaje de cada estudiante al aplicarle el test de Schneider, complete la Tabla N° 2.

Tabla 2: Registro de variables cardiovasculares y Test de Schneider

		ESTUDIANTE 1	ESTUDIANTE 2	ESTUDIANTE 3
		15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL	15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL	15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL
ACOSTADO	FRECUENCIA DE PULSO			
	PROMEDIO DE FP			
		BRAZO DER. / BRAZO IZQ.	BRAZO DER. / BRAZO IZQ.	BRAZO DER. / BRAZO IZQ.
	PRESIÓN SISTÓLICA RIVA-ROCCI			
	PRESIÓN SISTÓLICA KOROTKOFF			
	PRESIÓN DIASTÓLICA KOROTKOFF			
	PAM			
		15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL	15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL	15' / 15' / 15' / 15' / TOTAL
DE PIE	FRECUENCIA DE PULSO			
	PROMEDIO DE FP			
		BRAZO DER. / BRAZO IZQ.	BRAZO DER. / BRAZO IZQ.	BRAZO DER. / BRAZO IZQ.
	PRESIÓN SISTÓLICA RIVA-ROCCI			
	PRESIÓN SISTÓLICA KOROTKOFF			
	PRESIÓN DIASTÓLICA KOROTKOFF			
	PAM			
GENERAL	CAMBIO EN LA FRECUENCIA			
		RIVA - ROCCI / KOROTKOFF	RIVA - ROCCI / KOROTKOFF	RIVA - ROCCI / KOROTKOFF
	CAMBIO EN LA PRESIÓN SISTÓLICA			
		10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6	10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6	10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6 / 10'X6
DESPUÉS DEL EJERCICIO	FRECUENCIA DE PULSO			
	TIEMPO HASTA LA NORMALIDAD			
	CAMBIO EN LA FRECUENCIA			
		TIMBRE / INTENSIDAD / OBSERVACIONES	TIMBRE / INTENSIDAD / OBSERVACIONES	TIMBRE / INTENSIDAD / OBSERVACIONES
RUIDOS CARDÍACOS	R1			
	R2			
		A / B / C / D / E / F / TOTAL	A / B / C / D / E / F / TOTAL	A / B / C / D / E / F / TOTAL
	TEST DE SCHNEIDER			

8. Usando los resultados de la Tabla anterior (No.2), y el Cuadro 5, determine los puntos correspondientes según el test de Schneider para los sujetos estudiados y evalúe su condición física según el total obtenido utilizando el cuadro 6.

CUADRO 5**.** RESUMEN DE LOS RESULTADOS.

VARIABLE CARDIOVASCULAR	**VALOR**
FPS = frecuencia de pulso en posición supina (pulsos/ minuto)	
FER = frecuencia de pulso en posición erecta y en reposo.	
ΔF = FER- FPS = variación de la frecuencia de pulso	
FIDE = frecuencia de pulso justo después del finalizar el ejercicio.	
ΔF* = FIDE - FER = variación de la frecuencia de pulso.	
PSS = presión sistólica supina (Korotkoff)	
PSE = presión sistólica erecta y en reposo (Korotkoff)	
ΔPS = PSE – PSS = variación de la presión sistólica (Korotkoff)	
Tiempo en el cual la **FP = FER** (en segundos)	
ΔF** = **FP(a los 2min de finalizar el ejercicio)- FER**	

NOTA: Los valores que se usan son los promedios en cada caso

PREGUNTAS ORIENTADORAS N°2

1. Investigue el uso de las "Pruebas de esfuerzo" para detectar cardiopatías. ¿En qué consiste el protocolo de Bruce?
2. Compare el test de Schneider con los test de: a. Harvard, b. Adaptación de Clarke al test de Harvard, c. Lian, d. Ruffier y Dickson, e. Cooper, y f. Leutonov-Graevskaia.
3. ¿Por qué una hemorragia de 700 cm^3 (aproximadamente) es similar a asumir la posición erecta sin caminar?
4. Compare las modificaciones de las variables cardiovasculares más importantes en la posición erecta en reposo con el ejercicio isotónico e isométrico.

b. Auscultación de los ruidos cardíacos.

1. ¿En cuáles focos es más intenso R1?
2. ¿En cuáles focos es más intenso R2?
3. Cerciórese que R1 coincide con el pulso carotídeo y R2 coincide con el pulso radial. Explique por qué ocurre este acontecimiento.
4. En inspiración profunda sostenida y en la posición de Pachón ausculte el desdoblamiento fisiológico de R2 (el cierre de la válvula aórtica se adelanta y el cierre de la válvula pulmonar se retrasa).
5. Ausculte el pequeño silencio y el gran silencio ¿tienen la misma duración?
6. Identifique los ruidos R1 y R2 con los sonidos clásicos "lub" (lop) y "dub" (dam).

Complete la Tabla N°4 utilizando las observaciones hechas en esta práctica y complementando con su texto de fisiología. Incorpórela al Informe.

Tabla N°4. **Características de los ruidos y soplos cardíacos.**

Tipo de ruido	Tono y timbre	Intensidad	Duración	Observaciones
R1				
R2				
R3				
R4				
Soplos o murmullos				

Nota 1: Recuerde que la intensidad de un sonido fuerte o débil, depende de la amplitud de las vibraciones (fuerte o débil); el tono grave o bajo, agudo o alto, depende del número de vibraciones por segundo del tono fundamental y que el timbre depende de los armónicos que acompañan al tono fundamental. En general, la vocal "a" pronunciada por un hombre no suena igual que la "a" pronunciada por una mujer, o bien una misma nota musical no suena igual en un piano que en un violín.

Nota 2: Consulte en la web páginas donde pueda escuchar e identificar los sonidos de los ruidos y soplos cardiacos.

PREGUNTAS ORIENTADORAS N°3

1. ¿Por qué en inspiración profunda ocurre el desdoblamiento de R2? ¿Cuál es la posición más adecuada para auscultar este desdoblamiento?
2. ¿Es posible auscultar los diversos componentes de R1?¿Cuántos componentes tiene R1 y cuáles son sus orígenes?
3. ¿En qué consiste la fonocardiografía?
4. ¿Coincide la ubicación anatómica de las válvulas cardiacas con sus respectivos focos? Discuta.

Cuadro 5. **EVALUACIÓN DEL TEST DE SCHNEIDER**

A- Frecuencia de pulso En posición supina = **FPS**		**B**- Variación en la frecuencia de pulso = **FER- FPS**				
FC	Puntos	0-10 Pulsos	11-18 pulsos	19-26 pulsos	27-34 pulsos	35-42 pulsos
50-60	3	3	3	2	1	0
61-70	3	3	2	1	0	-1
71-80	2	3	2	0	-1	-2
81-90	1	2	1	-1	-2	-3
91-100	0	1	0	-2	-3	-3
101-110	-1	0	-1	-3	-3	-3
C- Frecuencia de pulso erecto en reposo = **FER**		**D**- Variación en la frecuencia de pulso inmediatamente después de realizar el ejercicio = **FIDE- FER**				
FC	Puntos	0 – 10 Pulsos	11 – 20 Pulsos	21 – 30 Pulsos	31 – 40 Pulsos	41 - 50 Pulsos
60 – 70	3	3	3	2	1	0
71 – 80	3	3	2	1	0	0
81 – 90	2	3	2	1	0	-1
91- 100	1	2	1	0	-1	-2
101 – 110	1	1	0	-1	-2	-3
111 – 120	0	1	-1	-2	-3	-3
121 – 130	0	0	-2	-3	-3	-3
131 -140	-1	0	-3	-3	-3	-3

E- variación en la Presión Sistólica= **PSE-PSS**		**F**- Tiempo en el que la FP llegó a la normalidad segundos	Puntos
Cambios en mmHg		0 – 60	3
Aumento de 8 o más	3	61 – 90	2
Aumento de 2 a 7	2	91 – 120	1
No hay aumento	1	> 120 2 a 4 pulsos por encima del normal	0
Cae de 2 a 5	0	> 120 11 a 30 pulsos por encima del normal	-1

Sume los puntos obtenidos en el sujeto estudiado:

Tabla N° **3. Resultados del Test**

A	**B**	**C**	**D**	**E**	**F**	**TOTAL**
						Puntos

Cuadro 6. **EVALUACIÓN DE LA CONDICIÓN FÍSICA**

Condición Física	Puntos Totales
Muy buena	17 - 18
Buena	14 - 16
Regular	8 - 13
Mala	< 7

Condición física del sujeto ____________________

c. Electrocardiografía

1. Utilizando el electrocardiógrafo y siguiendo las instrucciones del profesor, obtenga el electrocardiograma en un integrante de su equipo, en las derivaciones:
   - bipolares estándar: DI, DII y DIII.
   - unipolares aumentadas: aVR, aVL y aVF.
   - unipolares precordiales: V1, V2, V3, V4, V5 y V6.
2. Usando la derivación II, calcule la frecuencia cardiaca y explique el método empleado. ¿Por qué es más conveniente utilizar esta derivación y no otra?
3. Utilizando los registros obtenidos, ubique el eje eléctrico del corazón mediante los métodos isobifásico y de las tres derivaciones bipolares (DI, DII y DIII). Ubique los resultados en el sistema de seis ejes (sistema hexoaxial, Fig. 1) o en el triángulo de Einthoven (Fig. 2).
4. Calcule los valores de los parámetros electrocardiográficos que se indican en la Tabla N°5.
5. Elabore un pequeño reporte –**incluido en el cuerpo del Informe**- (1/2 página tamaño carta) del ECG analizado, indicando si los valores obtenidos son normales. Puede consultar con un cardiólogo.

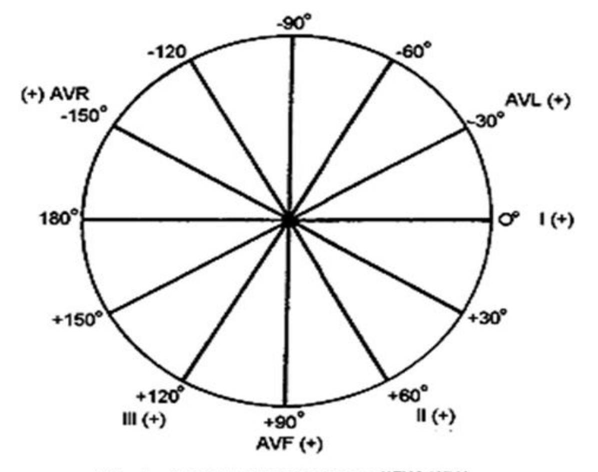


Fig. 1 SISTEMA DE REFERENCIA HEXOAXIAL

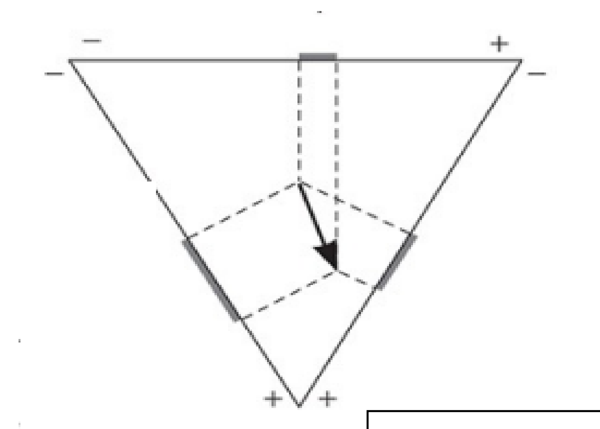

Fig. 2: Triángulo d Einthoven

Tabla N°5. **RESULTADOS**

Frecuencia Cardiaca	
Método empleado para determinar la FC	
Orientación del eje eléctrico QRS	
Intervalo PR	
Intervalo QT(corregido)	
Onda P (Amplitud y Duración)	
Complejo QRS (Amplitud y Duración)	
Onda T (Amplitud y Duración)	
Segmento PQ	
Segmento ST	
Índice de Sokolov (IS) e Indice de Lewis (IL)	

PREGUNTAS ORIENTADORAS 4

1. ¿Cuál es el procedimiento geométrico que permite obtener el sistema hexoaxial a partir del triángulo de Einthoven?
2. ¿Por qué el lado izquierdo del corazón se representa en la parte derecha del triángulo de Einthoven?
3. ¿Qué significa una desviación del eje del corazón hacia la izquierda o hacia la derecha?
4. ¿Qué indican los Índices de Sokolov y de Lewis?
5. ¿Qué es un HOLTER?
6. ¿Qué es un mapeo cardiaco percutáneo?
7. ¿Qué es un estudio electrofisiológico de arritmias cardiacas?
8. ¿En qué consiste la ablación por radiofrecuencia?

TEMARIO DE LA PRÁCTICA

1. Ciclo cardíaco. Fases. Precarga y postcarga. Medición de la Contractilidad.
2. Pulso arterial. Presión sistólica, diastólica, diferencial (o presión de pulso) y media. Métodos para determinarlas (Riva-Rocci, Korotkoff, oscilometría, fotopletismografía, cateterismo). Pulso paradójico. Frecuencia de pulso y frecuencia cardiaca.
3. Determinación de la presión venosa central.
4. Relación entre la presión arterial media, gasto cardiaco y resistencia periférica total.
5. Relación entre el gasto cardiaco, el volumen latido y la frecuencia cardiaca.
6. Regulación de la presión arterial. Adaptaciones circulatorias que se producen en un individuo al cambiar de posición (de horizontal a erecta en reposo) y en el ejercicio isotónico e isométrico.
7. El electrocardiograma, origen de sus componentes. Derivaciones electrocardiográficas. Valores normales de los parámetros electrocardiográficos (intervalos, segmentos y deflexiones). Métodos (Isobifásico y el de las tres derivaciones bipolares) para determinar el eje eléctrico del corazón (QRS).
8. Correlación del ECG con los potenciales de acción cardiacos y con el ciclo cardíaco.
9. Ruidos cardíacos, origen, características y su correlación con el ciclo cardíaco y con el electrocardiograma.

REFERENCIAS RECOMENDADAS

- E. C. Schneider. JAMA 74 (1920) 1507. A cardiovascular rating as a measure of physical fatigue and efficiency.
- Best y Taylor. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. 1993. 12ava. Edición. Ed. Médica Panamericana.
- Barrett, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong. Fisiología Médica 26va E. 2019. McGraw Hill. Lange.
- D'Alessandro Martínez, A y Sutil, R. A. Manual de Electrocardiografía. Parte I, Fundamentos, Nueva Física, 2018, Caracas, Venezuela.
- A. Maldonado y A. D'Alessandro Martínez (Editores). Manual de Electrocardiografía. Parte II: Enfermedades cardiacas, 2022, Caracas -Venezuela.
- Restrepo, N. y Robledo, N. Electrocardiografía, Universidad de Antioquia, Colombia. 2da edición. 1991.
- Reeves R. Does this patient have hypertension? How to measure blood pressure, JAMA, 273(15):1211-1218, 1995. April 19.
- 2017 ACC/AHA/AAPA/ABC/ACPM/ AGS/APhA/ASH/ASPC/NMA/PCNA Guideline for the Prevention, Detection, Evaluation, and Management of High Blood Pressure in Adults. JOURNAL OF THE AMERICAN COLLEGE OF CARDIOLOGY VOL. 71, NO. 19, 2018.
- Litwin J y Fernández G. Evaluación en educación física y deportes. Stadium. 1995.
- Handler, J. The Importance of Accurate Blood Pressure Measurement. The Permanente Journal/ Summer 2009/ Volume 13. No. 3.
- E. Widmaier, H. Raff, K. Strang, T. Shoepe. Vander´s Human Physiology. The mechanisms of body functions. Fiftteenth Edition. MacGraw-Hill Education, USA, 2018. Chapter 12: Cardiovascular Physiology.

APÉNDICES

1. FÓRMULAS PARACALCULAR LA PRESIÓN ARTERIAL

Para frecuencias cardiacas comprendidas entre 60 y 100 latidos/min, la Presión Arterial Media (PAM) se calcula con mucha exactitud con la siguiente expresión:

$PAM = (1/3)P_s + (2/3)P_d$ donde P_s y P_d representan las presiones sistólicas y diastólicas, respectivamente.

Para frecuencias cardiacas superiores a 120 lat/min, la siguiente fórmula representa una buena aproximación para calcular la PAM: $PAM = (1/2)P_s + (1/2)P_d = (P_s + P_d)/2$.

Para frecuencias entre 100 y 120 latidos por minutos deben ajustarse los factores.

La presión de pulso (PP) o presión diferencial (P_{dif}) se calcula como:

$PP = P_{dif} = P_S – P_d$

La relación entre la PP, el Volumen Latido (VL) y la Adaptabilidad Arterial (A) o “Compliance” es:

$PP = VL / A$

La relación entre la PAM, el Gasto cardiaco (Gc) y la Resistencia Periférica Total (RPT) es:

$PAM = Gc \times RPT$

La relación entre el Gc, el VL y la frecuencia cardiaca (Fc) es: $Gc = VL \times Fc$

Table 1. Classification of Hypertension Based on Office Blood Pressure (BP) Measurement

Category	Systolic (mm Hg)		Diastolic (mm Hg)
Normal BP	<130	and	<85
High-normal BP	130–139	and/or	85–89
Grade 1 hypertension	140–159	and/or	90–99
Grade 2 hypertension	≥160	and/or	≥100

Fuente: Review: Hypertension. June 2020. ISH (International Society of Hypertension).

NOTAS:

1. La tabla de clasificación se basa en adultos mayores de 18 años que no toman medicamentos para la hipertensión ni están gravemente enfermos. Si las cifras de presión sistólica y diastólica corresponden a diferentes clasificaciones, deberá seleccionarse la categoría superior (más severa) para clasificar la presión arterial de la persona.
2. Para estar ubicado en la categoría Normal debe satisfacerse las dos condiciones. Para ser ubicado en cualquiera de las otras categorías basta con que se cumpla una de las condiciones.

3. DETERMINACIÓN DE LA REGULARIDAD DEL PULSO

Si se tienen cuatro (4) determinaciones de la frecuencia de pulso, F_1, F_2, F_3 y F_4, cada una de ellas correspondientes a 15 s, para determinar la dispersión de los valores debe calcularse la desviación estándar σ (σ^2 es la varianza) con: N = 4 y $\Delta F_k = F_k - <F>$ y $<F> = [(F_1 + F_2 + F_3 + F_4)/4]$.

$$\sigma^2 = \left(\frac{\sum_{K=1}^{N} (\Delta F_K)^2}{N-1} \right)$$

Si σ = 3 pulsos/min o más, entonces el pulso es irregular. La frecuencia de pulso del sujeto será: $F = 4<F> \pm \sigma$.

ASIGNACIÓN PARA ANEXAR AL INFORME

1. Haciendo uso de la figura 3 (evolución de las variables cardiovasculares en tres situaciones fisiológicas diferentes), explique:

i. Por qué cuando el sujeto pasa de la posición horizontal (posición 1) a la erecta sin caminar (posición 2) la presión arterial cae instantáneamente para luego alcanzar un valor cercano al de la posición 1.

ii. En la posición 2 el sujeto está bajo la acción de los cambios cardiovasculares generados por el reflejo barorreceptor, ¿Por qué se activó el reflejo barorreceptor?

iii. Explique por qué en la posición 2 el gasto cardiaco está disminuido un 25% respecto al gasto cardiaco en la posición 1.
iv. En la posición 2, cómo explica que bajo la acción de la activación simpática, el volumen sistólico (volumen expulsado o volumen latido) este disminuido un 40% respecto al correspondiente a la posición 1.
v. ¿Por qué en la posición 2 se incrementa la Resistencia Periférica Total (RPT) respecto a la posición 1? ¿Por qué el almacén sanguíneo central disminuye en 400 mL?
vi. En la posición 3, el sujeto está bajo la acción de un traje antigravitacional (un traje muy ceñido al cuerpo) o equivalentemente está caminando, explique los cambios que ocurren en las variables cardiovasculares presentes en la figura 3.
2. Haciendo uso de la figura 4 (evolución de las variables cardiovasculares cuando varía la intensidad – potencia- del ejercicio isotónico, tal como subir y bajar un banquito), explique:
i. ¿Por qué se incrementa el gasto cardiaco al incrementarse la intensidad del ejercicio?
ii. ¿Por qué cuando la intensidad del ejercicio alcanza los 600 Kg.m/min, el volumen latido disminuye? ¿Es posible que por encima de los 900 Kg.m/min, el gasto cardiaco disminuya?
iii. ¿Por qué al incrementarse la intensidad del ejercicio disminuye la Resistencia Periférica Total del sujeto? Explique los diversos mecanismos de control del tono vascular que operan durante el ejercicio y cuáles serían dominantes. ¿Por qué aún cuando disminuye la RPT, la presión arterial aumenta.
iv. ¿Por qué la diferencia arteriovenosa de oxígeno y el consumo de oxígeno se incrementan cuando lo hace la intensidad del ejercicio.
v. En un sujeto en reposo, el punto programado (“set point”, “set up”) de la presión arterial media de un sujeto normal está alrededor de 100 mmHg, mientras que en el ejercicio (y también en algunos tipos de hipertensión) se ha planteado la idea de un reajuste de este punto programado hacia valores superiores a 100 mm de Hg. De acuerdo con la figura 2, ¿piensa usted que tiene algún fundamento esta idea?

EVALUACIÓN: INFORME DE LA PRÁCTICA (50%) y evaluación complementaria (quiz, defensa del informe, etc., 50%). El Profesor coordinador proporcionará un ECG a cada equipo con las preguntas correspondientes.

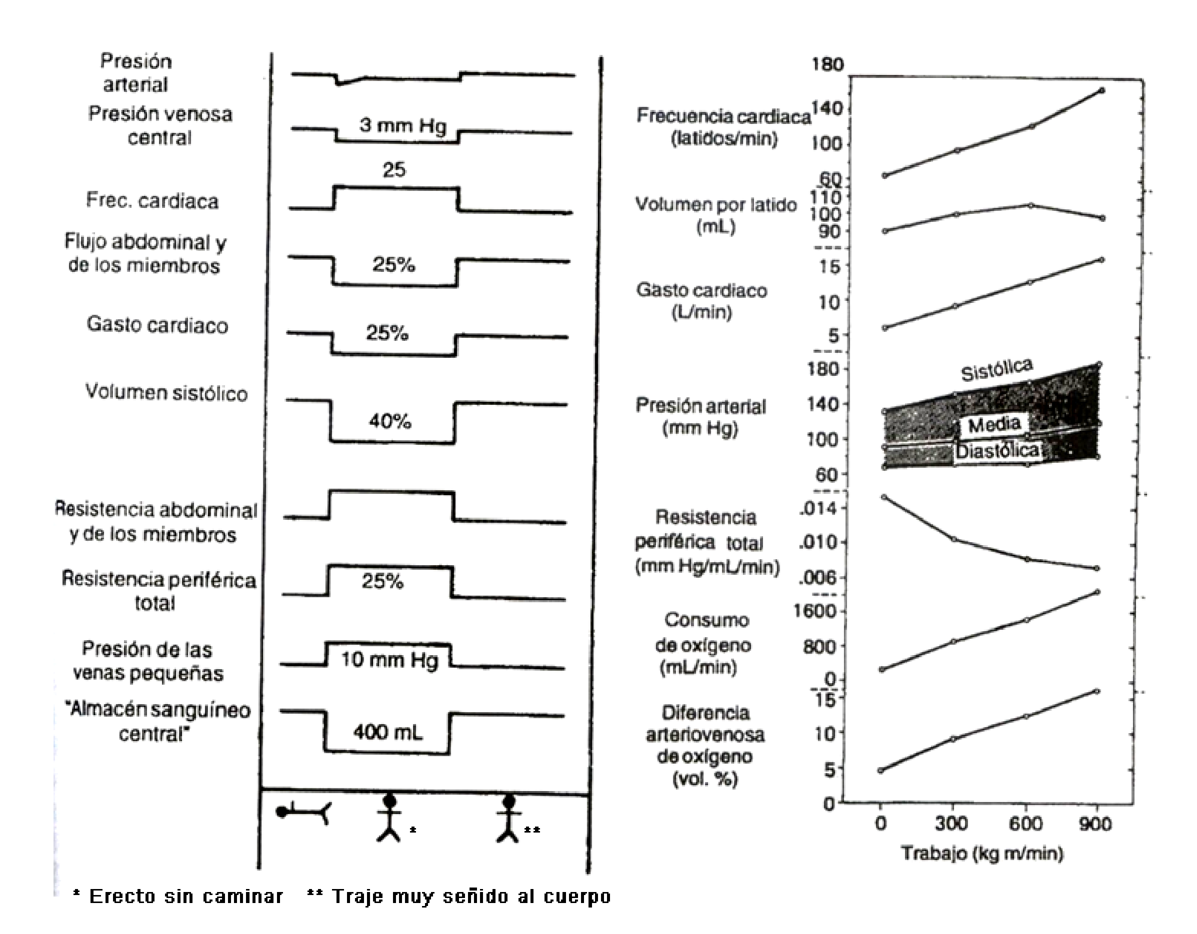


Figura 3

Figura 4

CONSENTIMIENTO INFORMADO

La Cátedra de Fisiología Normal de la Escuela de Medicina Luis Razetti, dentro del programa de estudio de pregrado, contempla el desarrollo de actividades prácticas orientadas a la comprensión, por parte del estudiante, de procesos fisiológicos asociado con la práctica médica diaria. Estas actividades prácticas son desarrolladas en las aulas de la Cátedra ubicada en el Instituto de Medicina Experimental (IME), ejecutadas por los estudiantes de Fisiología inscritos, supervisados y orientados por el personal docente de la Cátedra. Cada una de las prácticas está descrita en el Manual de Prácticas editado anualmente por la Cátedra de Fisiología y autorizado por la Comisión de Currículo de la Escuela de Medicina Luis Razetti de la Universidad Central de Venezuela.

Yo, ____titular de la Cédula de Identidad número________________________estudiante de Fisiología Normal de la Escuela de Medicina Luis Razetti de la Universidad Central de Venezuela, autorizo al docente de dicha Cátedra a que utilice mis datos obtenidos de pulso, presión arterial, ruidos cardiacos, electrocardiograma, respuesta al ejercicio, talla, peso, cintura abdominal y todas las medidas no invasivas durante el desarrollo de la práctica del Sistema Cardiovascular, que aparecen en el Manual de Prácticas 2022-2023, con fines didácticos y académicos, tales como la realización del informe para una práctica específica, o presentación de algún trabajo de investigación en algún evento científico o publicación, manteniendo el anonimato de los datos o de los resultados de las muestras obtenidas

Dejo constancia que he sido informado del procedimiento a seguir y que no he recibido ni recibiré ningún beneficio económico o académico por la muestra o por la información de los datos obtenidos en la práctica.

En Caracas, _________________

Firma del estudiante

CI:

Firma del Docente

CI;

Firma del testigo:

CI:

ACTIVIDAD PRÁCTICA Nº 11
PRÁCTICA DE FISIOLOGÍA RENAL
PRÁCTICA EXPERIMENTAL
Responsable: Profesora Ana Blanco Díaz

Objetivo General: El estudiante estará en capacidad de analizar el funcionamiento del riñón.

Objetivos Específicos:

1. Comprender la importancia de los riñones en el mantenimiento del Balance Hídrico.
2. Explicar que la Depuración de una sustancia X (creatinina) es una forma de medir la TFG. Aplicar fórmulas matemáticas para calcular la TFG.
3. Comprobar que hay cambios en la Depuración (Clearance) Osmolal y la Depuración (Clearance) de Agua Libre cuando una persona humana se encuentra en condiciones de deshidratación e hidratación. A través de datos proporcionados por la Cátedra, inferir la capacidad que tiene el riñón de concentrar y diluir la orina.

TEMARIO DE LA PRÁCTICA

Procesos renales de filtración, reabsorción y secreción. Principio de Fick. Definición y significado de *Clearance* o Depuración. *Clearance* de agua libre y *Clearance* osmolar. Importancia. Reabsorción obligatoria y facultativa de agua. Concentración y dilución de la orina. Mecanismo de contracorriente. Papel de la vasa recta. Función de la ADH. Acuaporinas. Cálculo de la osmolalidad de una solución y del plasma a partir de sus componentes. Manejo renal de sodio.

EXPERIMENTO N°1: Cálculo del Balance Hídrico (BH)

Materiales. Botella vacía de 5 L, vaso graduado (puede usar cualquier vaso que tenga medidas, como los que se usan para la cocina), papel y lápiz.

Método:

El BH debe realizarse en el mismo día. Para este experimento se obtendrá un BH para las 24 horas. En pacientes hospitalizados generalmente se calcula cada 6 horas. En pacientes gravemente enfermos, en estados críticos, hospitalizados en Unidades de Cuidados Intensivos se mide cada hora.

Para el cálculo de los ingresos:

- Mientras recoge el volumen de la orina de 24 horas, a partir de las 6 am, igualmente debe medir con el vaso graduado, la cantidad de líquidos que ingiere: agua, jugos, sopas, frutas, ensaladas, comida completa etc. Anotar la hora y el volumen de los líquidos ingeridos hasta las 6 am del siguiente día.
- Para obtener el ingreso: Sumará la cantidad de líquido ingerida con el agua del metabolismo energético (que depende de la actividad del sujeto, pero para facilitar los cálculos use 300ml).

Para el cálculo de los egresos:

- Un integrante del equipo de estudiantes, medirá su orina durante 24 horas. Cada vez que orine debe medir el volumen de orina. Debe iniciar a las 6 am y terminar a las 6 am del siguiente día, de manera que la toma sea de orina de 24 horas. Anotar la hora y el volumen de orina cada vez que orine.
- Debe anotar el número de evacuaciones. Una evacuación normal debe eliminar aproximadamente 100 ml de agua.
- Debe anotar su actividad física durante el día, si estuvo de reposo, haciendo ejercicios, tipo de ejercicios, si son leves, moderados o fuertes, con mucha actividad, si estuvo expuesto al sol, al calor o a mucho frío. Por el sudor, una persona en reposo puede perder aproximadamente 500 ml en 24 horas, por la respiración aproximadamente 300 ml, por evaporación sensible 50 a 100 ml y por evaporación insensible 30-50 ml. Todos estos volúmenes varían, pero para la práctica puede usarlos como referencia.

- Para obtener el egreso. Sumará toda la cantidad de líquido perdida por todas las vías mencionadas.

Aplique la siguiente fórmula:

Balance Hídrico= Ingresos-Egresos.

Con esta actividad, el estudiante debe responder a las siguientes preguntas:

a. ¿Qué significa un balance hídrico positivo y un balance hídrico negativo?
b. ¿Cuál es el estado de hidratación del estudiante al finalizar las 24 horas?
c. El volumen de orina total durante las 24 horas, ¿Es normal o no? Explique.
d. ¿Cuál es la importancia del riñón para mantener el BH?

Este volumen lo usará para el cálculo de la TFG a través de la orina de 24 horas del experimento 2.

EXPERIMENTO N° 2:

A. Comprender el significado de Depuración de una Sustancia X por el glomérulo determinando el volumen depurado (aclarado) del plasma.

Se procede a realizar el siguiente experimento, modificado de acuerdo a las limitaciones en los materiales:

Materiales**:** cilindros graduados (puede usar botellas plásticas o recipientes de vidrio transparente de 300 ml), colorante artificial, aceite mineral.

Método: Tome los tres cilindros graduados de 100 ml cada uno. Identifique cada uno de los cilindros con los números 1, 2 y 3. **El Cilindro 1**, llénelo con agua hasta llegar a 100 ml. Luego, agregue **5 gramos** de colorante rojo (rojo vegetal). Observe y describa el color de la solución. En el **Cilindro 2**, use el mismo procedimiento y de los 100 mL de agua coloreada, use solo 75 ml, luego agréguele 1 gramo adicional de colorante rojo, después de lo cual debe depositar 25 ml de aceite mineral. Observe y describa la solución. En el **Cilindro 3**, use 75 ml de agua coloreada y dilúyalos con 40 mL de agua sin colorear, observe y describa el color de la solución. Responda las siguientes preguntas suponiendo que el cilindro es el glomérulo y los volúmenes involucrados son el ultrafiltrado y el plasma.

1. ¿Que representa la solución del Cilindro 1?

2. En el Cilindro 2: ¿Que representan los 25 ml de aceite mineral y los 75 ml de agua coloreada?
3. En el Cilindro 3. ¿Que representa el volumen de la solución?

Los estudiantes en su informe, dibujarán un diagrama de cada uno de los procedimientos experimentales, de acuerdo a la secuencia y a la información relevante. Señalarán en el dibujo cual sería el proceso y el volumen involucrado, las sustancias que son depuradas del plasma. Comparará los resultados de la práctica con los conceptos aprendidos de sus lecturas, clases teóricas, análisis y discusión en grupo. Los estudiantes que manifiesten dificultades para la representación gráfica, podrán utilizar otras formas de representación que indique que el concepto fue comprendido.

B. Cálculo de la Depuración de Creatinina por la orina de 24 horas.

INFORMACIÓN

Cuando se realiza la práctica en el laboratorio, el mismo estudiante de cada equipo a quien se le calculó el Balance Hídrico, recolecta la muestra de orina desde el día anterior a la práctica, esto se inicia con la vejiga vacía, para lo cual se descarta la primera orina contenida en la vejiga, en adelante toda la orina emitida se recolecta hasta cumplir 24 horas (última muestra a recolectar). **La orina debe ser refrigerada a medida que se recolecta en un recipiente de 4 litros.**
Se debe comenzar la prueba a las 6:00 AM del día previo a la práctica, desechando la orina de esa hora; a partir de ese momento deberán recolectar TODA la orina que produzcan HASTA LAS 6:00 AM DEL DÍA DE LA PRÁCTICA, y traerla al laboratorio. Deben ir a la práctica en ayunas (de 6 horas), y podrán desayunar después de que se les tomen las muestras de sangre. Se toma la muestra de sangre para determinar los niveles de creatinina en suero. Con esta orina se determinan los niveles de creatinina en orina y el volumen minuto urinario (VOLUMEN RECOLECTADO DE ORINA/24 horas).
Durante la recolección de orina, se les recomienda no realizar ejercicios fuertes que aumenten la transpiración y produzcan mayor cantidad de creatinina por mayor metabolismo muscular.
Para obtener resultados confiables, la orina debe ser recogida cuidadosamente, durante el período de recolección es conveniente no ingerir bebidas alcohólicas y evitar la pérdida de orina ya que se altera el resultado de la prueba.

Por problemas de carencia de materiales, la recolección de la muestra de orina para la determinación de la depuración de creatinina se realizará en su domicilio.

Los estudiantes deberán entregar la tabla de resultados que aparece en el Manual de Prácticas debidamente llena al culminar la práctica, junto al valor del volumen de orina recogido en 24 horas y el nombre del estudiante, talla y peso.

INFORMACIÓN IMPORTANTE

1. Los estudiantes pueden pesar los alimentos sólidos que ingieren para calcular más exactamente el ingreso de agua. 2. Deben tener 6 horas de ayuno antes de las 9AM del día de la práctica, es decir el ayuno debe comenzar a las 3 AM. 3. Para los grupos del lunes: Recordar anotar la hora de la última micción cuando finalicen las 24 horas de recolección. Es posible que la última micción sea en la casa a las 23 horas de la recolección de la orina o puede ser después de la recolección de 24 horas. Deben anotar en su justo momento el instante de tiempo de esa última micción en la casa. 4. La recolección de la orina de 24 horas para todos

los estudiantes que se van a tomar las muestras de sangre comienza el domingo: Los grupos que tienen la práctica el lunes deben llevar la orina recolectada el mismo lunes y deben llevar anotado la hora de la última micción en su casa. Para los otros grupos que ya habrán recolectado su orina de 24 horas desde el domingo 6 AM al lunes 6 AM, deben mantenerla en la nevera y deben ir a la Cátedra con su orina y anotan el momento de su última micción en casa antes de acudir a la práctica del día que les corresponda. ¿Cómo se recoge la orina de 24 horas? Cuando se levanten en la mañana del domingo con ganas de orinar a las 6 AM desechan esa orina que es la acumulada de la noche. A partir de ahí comienzan a orinar en el envase que van a mantener en la nevera hasta las 6 am del día de la práctica. La orina debe ser guardada cada vez que se orine en un envase completamente limpio de 5 litros **en la nevera pero no en el congelado**r. 5. Todos los estudiantes que se tomen las muestras de sangre el viernes van a recoger la orina de 24 horas mañana domingo a las 6 am hasta las 6 am del día lunes. Las van a trasladar a la Cátedra de Fisiología el día que les corresponde la Práctica, es decir, los que recogieron el domingo, mantienen la orina en la nevera y la llevan el lunes. Los otros mantienen su orina de 24 horas en la nevera hasta el día que le corresponde la práctica.

PARÁMETROS DEL FUNCIONALISMO RENAL Y SU MEDICIÓN EN EL LABORATORIO

PARÁMETRO	**DETERMINACIÓN BIONALÍTICA**
Creatinina en suero	Usando la muestra de suero del estudiante. Se determina con el método del ácido pírrico y la refracción a la luz que da el color rojo.
Creatinina en orina	Usando la orina de 24 horas recolectada FALTA especificar EL MÉTODO que usa el Laboratorio del Instituto de Medicina Tropical (UCV).
Depuración de creatinina	**[Creatinina en orina] /** [Creatinina en plasma] x Volumen minuto urinario x 1,73/SC.
Osmolaridad en suero	Método 1: Concentración de sodio, potasio, BUN (o UREA), GLUCOSA. Usar fórmula. Método 2: Osmometría (variación del punto de congelación del suero).
Osmolaridad en orina	Método 1: Osmometría (variación del punto de congelación del suero). Método 2: Densitometría. Usar fórmula que convierte densidad en osmolalidad Método 3: Concentración de sodio, potasio, BUN (o UREA), GLUCOSA. Usar fórmula.

B.1 Cálculo de la depuración de creatinina en orina de 24 horas

El estudiante que suministró la muestra de orina para esta prueba, debe pesarse y medirse. Anote los valores obtenidos.
Complete la siguiente tabla indicando las unidades de los datos encontrados.

TABLA DE RESULTADOS

Volumen de orina recolectado	Talla del individuo	Peso corporal	Volumen minuto calculado

Calcule el valor de depuración de creatinina. Utilizando la siguiente expresión **(Método de Jaffe, 1886):**

Depuración de Creatinina = [Creatinina en orina] x Volumen minuto urinario x 1,73/SC.
[Creatinina en plasma]}

Corregir el valor obtenido de depuración de creatinina con la superficie corporal total, multiplicando por 1.73/SC (factor de superficie corporal), donde 1.73 es un promedio de superficie corporal en metros cuadrados y SC es la superficie corporal del estudiante, la cual se obtiene en el nomograma de DUBOIS (ubicado al final de la práctica), a partir de la talla y el peso del estudiante que realizó la prueba. **Multiplicar por 0.85 en caso de sexo femenino**.
La creatinina en orina y en plasma se expresan generalmente en mg/dl.
El volumen minuto urinario en ml/min.
La depuración de creatinina en ml/min.

RESPONDA EN SU INFORME:

1. ¿Los resultados obtenidos están en el rango normal?
2. ¿Qué relación hay entre la depuración plasmática de creatinina y la tasa de filtración glomerular?
3. Calcule la depuración de creatinina por las fórmulas matemáticas que se dan a continuación.

B.2 Cálculo de la depuración de creatinina por otras fórmulas matemáticas.

i. Fórmula de Cockcrof-Gault (1976):

$$DC = \frac{(140-EDAD) \times Peso}{72 \times \text{Creatinina sérica}}$$

Se multiplica por 0,85 si es mujer. Edad en años y peso en kg. Esta fórmula no utiliza el factor de superficie corporal.

ii. MDRD-IDMS donde MDRD significa Modification Diet Renal Disease.

DC= 175 x (creatinina sérica)$^{-1,154}$ x edad$^{-0,203}$ x (0,742 en mujeres)

iii. CKD-EPI. Para estimación de la TFG en escala natural.

CKD: Chronic Kidney Disease Epidemiology. Esta fórmula se ha usado para la clasificación de la Enfermedad Renal Crónica según las normas de la KDIGO (siglas en inglés Kidney Disease: Improving Global Outcomes) International

RESPONDA EN SU INFORME:

¿Por qué los valores de depuración de creatinina, utilizando las fórmulas son diferentes entre si y con respecto a los valores obtenidos en la muestra de orina de 24 horas?

EXPERIMENTO 3. DETERMINAR LA CONCENTRACIÓN Y DILUCIÓN DE LA ORINA

Este experimento lo realiza un estudiante de cada equipo que es el mismo estudiante que realizó el experimento 1 y 2B (el mismo estudiante al cual se le registro el ECG en la práctica de cardiovascular).

INFORMACIÓN

La Osmolalidad es una medida de la concentración molal de un soluto en su solvente y puede ser expresada en miliosmoles por Kg de agua, si este es el solvente. Cuando un soluto está disuelto en un solvente, cambian las propiedades coligativas[1] del fluido, entre ellas el punto de congelación, esos cambios se basan en el número de partículas en la solución y no en sus características eléctricas, peso o forma. Un Osmol de una sustancia disuelta en un kilogramo de agua hace disminuir el punto de congelación de la solución en 1.86 ºC. Así, en general:

$$Osmolalidad = \frac{\Delta Tc}{Kc}$$

ΔTc: Variación del punto de congelación.
Kc: Constante crioscópica o de congelación para el solvente, en este caso agua = 1,86°C/Osmol

En este experimento, para medir la Osmolalidad se usa un osmómetro manual, el cual permite cuantificar la cantidad de partículas solubles en una muestra, midiendo la disminución en el punto de congelación del solvente acuoso, con una precisión de 2 miliosmoles. El intervalo típico de normalidad de la osmolalidad del suero (o plasma) es 275-295 miliosmoles/litro.

La Osmolalidad puede calcularse también:
-Osmolalidad en plasma: 2([Na^+]+ [K^+]) + [Glucosa]/18 + [Urea] /5,6.
[Urea] /5,6 puede ser sustituirse por [BUN] o [NUS] por 0,33.
-Osmolalidad en orina: ([Na^+_U]+ [K^+_U]) + [Urea] /5,6.
(Na^+U=Sodio urinario, K^+ U=Potasio urinario).

Unidades: [Na^+] y el [K^+] se expresan en mEq/L, [Glucosa] y [Urea] o [BUN] en mg/dl. Los factores permiten obtener la Osmolalidad directamente en miliosmol/L.

La osmolalidad urinaria se puede calcular también usando la densidad como:
-Osmolalidad urinaria = (densidad urinaria-1000) x 30.
También se puede medir usando densímetros gravimétricos u ópticos.

[1] Punto de congelación, presión de vapor, punto de ebullición y presión osmótica.

Unidades: Para el cálculo la densidad urinaria esta se expresa en g/L. El factor 30 permite obtener la osmolalidad en miliosmol/L.

NOTA: Si el valor de la densidad de la orina es por ejemplo 1,005 g/ml (cm^3) y multiplicamos el numerador y el denominador por 1000 entonces la densidad de la orina se expresará como 1005 g/1000ml es decir 1005 g/Litro. El factor 1000 también tiene la unidad gramos/Litro, de lo contrario no se podría restar a 1005 g/Litro. Haciendo el análisis dimensional el factor 30 debe tener unidades de miliosmoles/gramo. La forma usual de expresar la molalidad y la osmolalidad es en moles u osmoles de soluto/Kg de solvente, pero en soluciones muy diluidas (la orina lo es) 1Kg de solvente es aproximadamente 1Kg de solución, y si el solvente es agua 1Kg de solución es aproximadamente 1 Litro de solución o de agua. Un ejercicio muy instructivo es deducir la fórmula de la osmolaridad urinaria y constatar porque son necesarios los coeficientes 1000 y 30 para obtener la densidad urinaria en unidades de miliosmol/Litro.

EJERCICIO:

Suponga que un estudiante de su equipo se mantiene sin haber ingerido líquido (agua, bebidas gaseosas, jugos, café, sopas, etc) durante las seis (6) horas previas al inicio de una prueba para medir su capacidad de concentrar y diluir la orina. Deberán ANOTAR LA HORA EN LA CUAL REALICE SU ÚLTIMA MICCIÓN en la casa, este instante es $t_{0;}$ Justo al comenzar, el estudiante debe orinar este instante es t_1. Después de la recolección de la primera muestra de orina, el estudiantes ingerirá como minimo un (1) litro de agua en los primeros 20 minutos luego de la recolección.

AVISO IMPORTANTE PARA ESTE EXPERIMENTO

1. Justo al llegar a la Cátedra y luego de la primera micción en la misma, el estudiante debe ingerir 1L de agua.
2. Si el estudiante no puede orinar cuando corresponda según la tabla y por lo tanto no haya muestra que registrar se deja vacía la fila de datos correspondiente en dicha tabla y el estudiante debe esperar 20 min contados desde el momento que le correspondía orinar y recolectar su orina. Se hará el comentario correspondiente en el renglón vacío.
Ante la falta de ese dato el estudiante deberá tomarse una muestra de orina adicional esperando 20 min y sus datos deben incluirse al final la tabla luego de la toma de orina de 40 min.
3. Si la ausencia de ganas de orinar persiste el estudiante debe ingerir 500 ml de agua adicionales al litro que tomó al principio.

Los valores y unidades de sus resultados se encuentran en la siguiente tabla (los resultados del volumen urinario se entregará una semana antes de la práctica:

Muestra	Intervalo Tiempo (min)	Volumen (U)	Volumen Minuto Urinario ($\mathring{U}$)	Osmolalidad P	O	Cl osm	Cl H_20	Densidad	Flujo Promedio de micción
1	Lapso entre t_0 t_1								
2	20´								
3	20´								
4	40´								

A. Obtención de parámetros. Para cada una de las muestras calcule:
El volumen minuto urinario ($\mathring{U}$=volumen urinario/Δt)
Tiempo entre micciones (Δt)
Volumen urinario: volumen de orina recolectado al final de cada lapso.
El "clearance" o depuración osmolar (Closm) = $\mathring{U}$ (Osm U/ Osm P)

El "clearance" o depuración de agua libre (ClH_2O) = $\mathring{U}$ - Closm

B. Indicando claramente la escala y las unidades, represente gráficamente:
Volumen con respecto al tiempo.
Volumen minuto urinario respecto al tiempo.
Osmolalidad con respecto al tiempo.
Depuración de H_20 libre con respecto al tiempo

NOTA: Se puede usar como valor de osmolalidad del plasma (o suero) el correspondiente a la sangre extraída para determinar la depuración de creatinina de 24 horas.
Para representar las gráficas se debe considerar que la escala temporal (eje horizontal) se construye así: la primera muestra (justo en al llegar a la práctica) se toma como t=0 min, la orina de 20 min es t= 20 min, la orina de los siguientes 20 min, es t= 40 min, la orina de 40 min es t= 80 min respecto a t= 0 min.

Experimento 4. ANALISIS QUíMICO DE LA ORINA

Materiales

Un recolector de orina tipo Urolab o un tubo de ensayo, la muestra biológica que es la orina y la cinta reactiva.

Procesamiento de la muestra

Tome una muestra de la orina recolectada en To del experimento, colóquela en un recolector de orina o en un tubo de ensayo, introduzca la cinta reactiva hasta que la orina cubra todos los indicadores de la cinta. Manténgala durante 1 minuto, luego retírela y espere que seque por un minuto y compare con los indicadores del envase de las cintas reactivas.

RESPONDA EN SU INFORME:

1. ¿Existen diferencias entre el volumen urinario y el volumen minuto urinario?
2. Establezca las diferencias obtenidas en cuanto a estos parámetros en cada una de las muestras y relaciónelas con el estado hídrico del individuo (deshidratado, en balance hídrico y/o sobrehidratado).
3. ¿Exclusivamente, con un valor negativo, positivo o nulo de la depuración de agua libre puede deducirse el estado hídrico del sujeto?

CONCEPTOS IMPORTANTES

✓FLUJO PROMEDIO DE MICCIÓN:
Se determina como el volumen de orina excretado en una micción entre el tiempo que dura el chorro de orina. Este es un parámetro clínico importante para evaluar ciertas patologías renales, vesicales y de la próstata.
Se presentan micciones con un chorro flujo alto y un volumen excretado de orina pequeño, es decir se presenta una duración de chorro pequeña.
En Clínica se le llama tenesmo vesical y queda mucha orina dentro de la vejiga que se llama orina residual.
El flujo de micción se calcula como el volumen de orina excretado en una micción entre el tiempo que dura la excreción de orina. Este es un parámetro clínico importante para evaluar ciertas patologías renales, vesicales y de la próstata. Es importante evaluar el flujo de micción, el volumen excretado y la fuerza de la excreción. Los tres parámetros se requieren para hacer una mejor evaluación.

No se debe confundir flujo promedio de micción con volumen minuto urinario

✓EL VOLUMEN MINUTO URINARIO es el volumen de orina recogido en un intervalo de tiempo transcurrido entre la penúltima y la última micción dividido entre dicho intervalo de tiempo expresado en minutos. Es el valor que debe colocar en la tabla para cada muestra de orina.
Si el intervalo de tiempo es de 24 horas, la suma de los volúmenes sucesivos de orina recolectados en esas micciones (Volumen Total de orina de 24 horas) se divide entre 24 horas expresadas en minutos (24× 60 min = 1440 min). Este volumen minuto de 24 horas es el que se usa para calcular la depuración de creatinina.

✓EL CLEARANCE (DEPURACIÓN) OSMOLAR (CLOSM) es el volumen de plasma que se libera de sustancias osmóticamente activas en la unidad de tiempo. Closm es igual a la Osmolalidad Urinaria por el volumen minuto urinario entre la osmolalidad plasmática.

✓CLEARANCE (DEPURACIÓN) de agua libre es la diferencia entre el volumen minuto urinario y el clearance osmolar. Es el volumen de agua libre de solutos que se elimina en la orina por unidad de tiempo. Si el clearence de agua libre es positiva el sujeto está sobrehidratado. Si la depuración de agua libre es negativa el sujeto presenta restricción hídrica.

El VOLUMEN MINUTO URINARIO (VMU) es el volumen de orina recogido en un intervalo de tiempo transcurrido entre la penúltima y la última micción dividido entre dicho intervalo de tiempo expresado en minutos. Si el intervalo de tiempo es de 24 horas, la suma de los volumenes sucesivos de orina recolectados en esas micciones se divide entre 24 horas expresadas en minutos (24× 60 min = 1440 min).

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

- Barret, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong. Fisiología Médica 26[va] E. McGraw Hill. Lange. 2019.
- Tresguerres. J.A. Fisiologia Humana. Editorial McGrawHill Interamericana. 5[ta] Ed. 2020.
- Dvorkin M. A., Cardinali D. P., Iermoli R. H. BEST & TAYLOR. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. Editorial Panamericana.14[a] Edición en español. 2010.

  Eaton, D. C. y Pooler, J. P. Vander, A. J. Fisiología Renal de Vander. Ed. Interamericana McGraw-Hill. 2006.

  -Método de Jaffe, referido en: Taussky, H.H. Standard Methods of Clinical Chemistry. Academic Press, New York 1996.

  -Prediction of Creatinine Clearance fron Serum Creatinine D. Cockcroft y M Gault. Nephron 16: 31-41 (1976).

  -Levely AS, Stevens LA, Schmid CH, Zhang YL, Castro AF, Feldman HI, et al. A New Equation to Estimate Glomerular Filtration Rate. Ann Intern Med. 2009, 150: 6004-12.

  -B.Koeppen & B. Stanton. Berne & Levy Physiology. Elsevier, China, 2018.

  -Susan Strasinger y Marjorie Schaub Di Lorenzo. Análisis de la orina y de los líquidos corporales. Editorial Médica Panamericana, China, 2010.

  -Richardson y Dexter (2014).

APÉNDICES

Bebidas	Agua (g/100g)
Agua	100
Té, infusión (sin azúcar)	99,9
Gaseosas sin calorías	99,8
Colas sin calorías	99,8
Refrescos sin calorías	99,8
Café, infusión	98,9
Leche de vaca desnatada	91,5
Leche de vaca semidesnatada	91,1
Bíter	89,5
Colas	89,5
Gaseosas sin calorías	89,5
Refrescos	89,5
Zumo de cítricos	89,6
Zumos de frutas no cítricas	89,6
Leche de vaca entera	88,1
Horchata de chufa	83,9
Batidos lácteos	80,7
Sorbete de limón	64,9

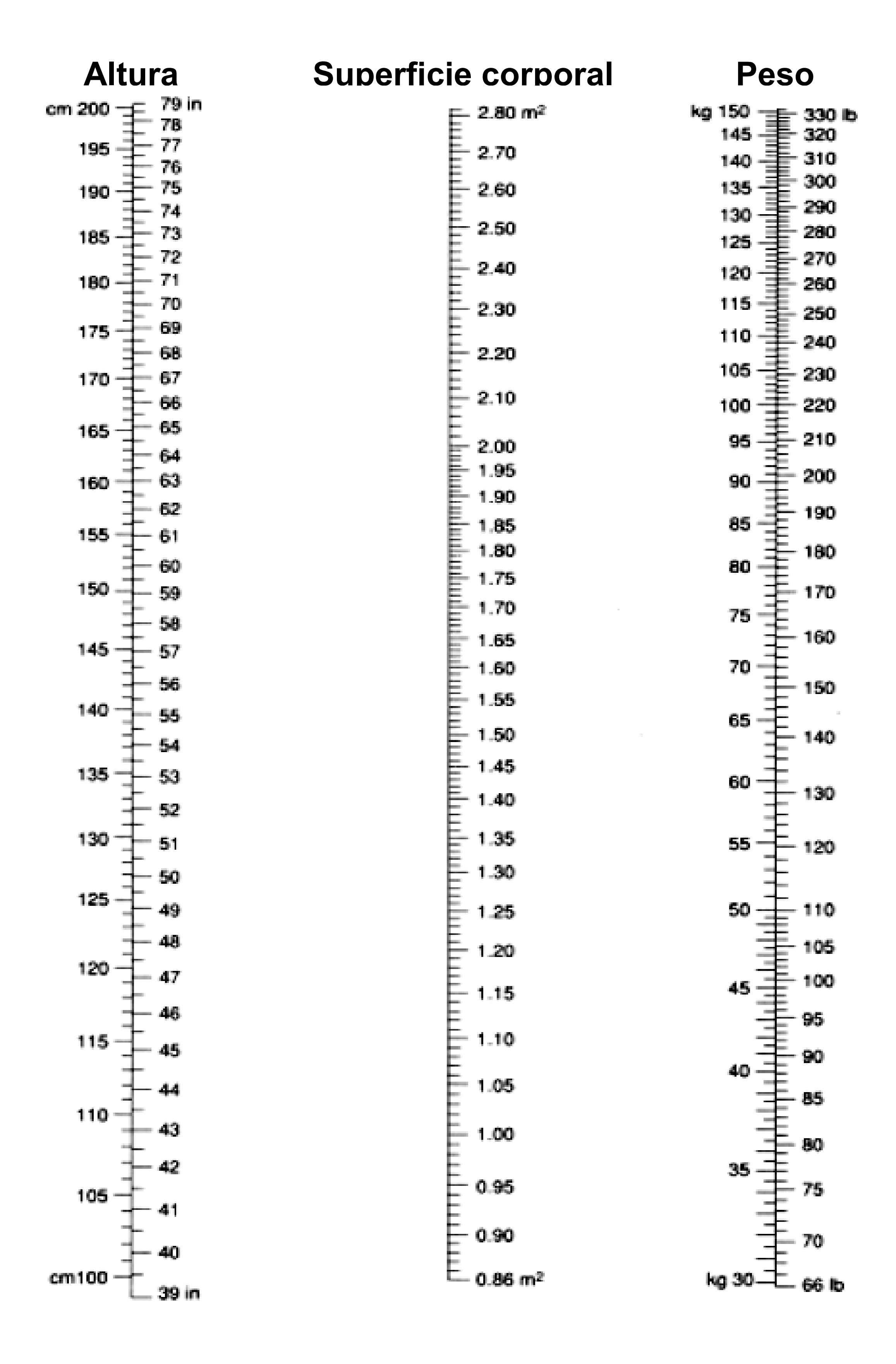
Fuente: Tabla de composición de alimentos. Olga Moreiras y col. Ed. Pirámide. 12º Edición. 2008

% DE AGUA	ALIMENTO
100%	Agua
90-99%	Leche baja en grasas, melón, fresas, lechuga, col, apio, pepino, calabaza y calabacín (cocinados)
80-89%	Zumo de fruta, yogur, manzana, uvas, naranjas, zanahorias, brócoli (cocinado), pera y piña
70-79%	Plátano, aguacate, queso fresco, queso ricota, patata (cocinada), maíz (cocinada) y gamba
60-69%	Pasta, legumbres, salmón, helado y pechuga de pollo
50-59%	Carne picada, queso feta y bistec
40-49%	Pizza
30-39%	Queso cheddar y pan
20-29%	Embutidos
10-19%	Mantequilla, margarina y pasas
1-9%	Frutos secos, cereales, cacahuetes y crema de cacahuete
0%	Aceite y azúcar

Fuentes De Agua En Los Alimentos

NOTA: EXPRESAR LA MASA DE ALIMENTO EN GRAMOS, PARA QUE EL % DE AGUA CORRESPONDIENTE SE OBTENGA TAMBIEN EN GRAMOS Y DEBIDO A QUE LA DENSIDAD DEL AGUA ES 1 GRAMO/MILILITRO, EL VALOR NUMERICO OBTENIDO SERA EQUIVALENTE A MILILITROS DE AGIA.

NOMOGRAMA DE DUBOIS


Altura
Superficie corporal
Peso
cm 200
79 in
cm100
39 in
2.80 m²
0.86 m²
kg 150
330 lb
kg 30
66 lb

APÉNDICE: CONSENTIMIENTO INFORMADO

La Cátedra de Fisiología Normal de la Escuela de Medicina Luis Razetti, dentro del programa de estudio de pregrado, contempla el desarrollo de actividades prácticas orientadas a la comprensión, por parte del estudiante, de procesos fisiológicos asociado con la práctica médica diaria. Estas actividades prácticas son desarrolladas en las aulas de la Cátedra ubicada en el Instituto de Medicina Experimental (IME), ejecutadas por los estudiantes de Fisiología inscritos, supervisados y orientados por el personal docente de la Cátedra. Cada una de las prácticas está descrita en el Manual de Prácticas editado anualmente por la Cátedra de Fisiología y autorizado por la Comisión de Currículo de la Escuela de Medicina Luis Razetti de la Universidad Central de Venezuela.

Yo, ____titular de la Cédula de Identidad número_______________________estudiante de Fisiología Normal de la Escuela de Medicina Luis Razetti de la Universidad Central de Venezuela, autorizo al docente de dicha Cátedra y a personas autorizadas para que me tomen una muestra de suero y orina para la determinación de la Depuración de Creatinina, igualmente tomar las muestras de orina para hacer la osmolalidad urinaria. Autorizo a que utilice mis datos obtenidos de BUN, creatinina en suero y orina, Glicemia en suero, sodio en suero, densidad urinaria y osmolalidad urinaria, talla, peso, cintura abdominal y todas las medidas no invasivas durante el desarrollo de la práctica de Fisiología Renal, que aparecen en el Manual de Prácticas 2022-2023, con fines didácticos y académicos, tales como la realización del informe para una práctica específica, o presentación de algún trabajo de investigación en algún evento científico o publicación, manteniendo el anonimato de los datos o de los resultados de las muestras obtenidas.

Dejo constancia que he sido informado del procedimiento a seguir y que no he recibido ni recibiré ningún beneficio económico o académico por la muestra o por la información de los datos obtenidos en la práctica.

En Caracas, ________________

Firma del estudiante

CI:

Firma del Docente

CI;

Firma del testigo:

CI:

APÉNDICE: RECOMENDACIONES PARA REALIZAR UN VIDEO DE LA PRÁCTICA

(en caso de que la práctica no se realice en presencia del profesor)

El video debe tener las siguientes características:
1. El video es por equipos no por grupo, es decir, son tres videos diferentes, 2. El video debe ser nítido y sin interferencias ni artefactos, 3. Debe tener excelente sonido, 4. Debe ser enviado al profesor en un formato de fácil acceso, 5. Deben identificarse al principio los miembros del Equipo, de viva voz por cada uno, con sus nombres en la bata, si falta algún integrante debe decirse, nombre de la Actividad y del profesor, 6. Debe señalarse la actividad a realizar con sus diversas partes (sería bueno usar un cuadro sinóptico para ello), 7. Se indica el anuncio del primer experimento y se indica en qué consiste, así sucesivamente, finalmente se deben establecer muy resumidamente las conclusiones de la práctica. 8. Todos los integrantes del equipo deben participar activamente, evitando el protagonismo excesivo de algún participante.

PRÁCTICAS OPCIONALES (dependiendo de la existencia de profesores, equipos y reactivos)

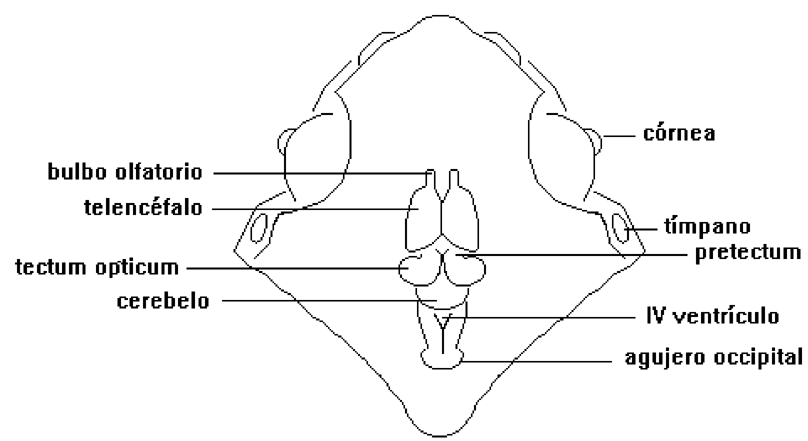
ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
MOVIMIENTOS ESPONTÁNEOS Y PROVOCADOS EN EL SAPO.
REFLEJOS Y EXPLORACIÓN DE LA SENSIBILIDAD EN HUMANOS

OBJETIVO

En base a las estructuras del Sistema Nervioso Central (SNC), evaluar la postura, los movimientos espontáneos, las reacciones posturales y algunos reflejos ante diferentes estímulos. Reconocer a través de la experimentación con el sapo, similitudes con las estructuras del SNC del humano.
Comprobar la existencia de los reflejos normales indicadores de la integridad de los elementos y las vías que los constituyen.

INTRODUCCIÓN

Para lograr el reconocimiento de posturas, movimientos espontáneos, reacciones posturales y reflejos, se usará el sapo, de acuerdo a las normas DE BIOETICA establecidas.
El sistema nervioso central del sapo *(Bufo marinus)* se parece, pero no es igual, al de los mamíferos. La mayor similitud se consigue a nivel de la médula espinal y quizás del bulbo raquídeo, pero a medida que se avanza en sentido rostral las diferencias son mayores. En la figura anexa se muestra la cabeza de un sapo, con el cráneo abierto para exponer el encéfalo. Allí se destacan el IV ventrículo y el bulbo raquídeo, un cerebelo pequeño y rudimentario, y dos cúpulas simétricas denominadas techo óptico *(tectum opticum)*, equivalentes a los tubérculos cuadrigéminos anteriores o superiores de los mamíferos, y en los batracios constituyen el sitio principal de llegada de los axones provenientes de la retina. También se destaca la región pretectal y por delante de ésta el telencéfalo, que oculta al diencéfalo (tálamo e hipotálamo). Es importante destacar que el telencéfalo del sapo, equivalente a los hemisferios cerebrales de los mamíferos, es sólo una masa muy rudimentaria de tejido nervioso, con algunos grupos neuronales, cuya homología con los núcleos de la base de los mamíferos es incierta, y con una ausencia total de corteza cerebral. Es poco conocido el papel del telencéfalo en la vida sensorial y la actividad motora del sapo y no parece ser igual que en los mamíferos. A pesar de ello, las funciones del diencéfalo, el tallo cerebral y la médula espinal del sapo son lo suficientemente parecidas a las de los mamíferos como para hacer de éste un animal conveniente y útil para el presente trabajo práctico, ya que permite comparar algunas de estas funciones con las del SNC del humano.



MATERIALES

Suministrados por la Cátedra para cada equipo de estudiantes: estilete, 150 ml de ácido sulfúrico al 1,0%, 150 ml de agua destilada, 2 vasos de precipitado, tabla de madera, recipiente

para agua de chorro, algodón, toallas de papel, alfileres, 6 tubos de ensayo (3 con agua fría y 3 con agua caliente).

CADA EQUIPO DE ESTUDIANTES DEBERÁ TRAER: un sapo, tijeras, equipo de disección, martillo de reflejos, un trozo de corcho (2 cm. diámetro x 0,5 cm. de grosor), regla o cinta métrica y linterna.

EXPERIMENTO Nº1: ANIMAL NORMAL

1.1. **Actitud normal**

Tome un sapo y observe que no tiene uñas, ni dientes, ni pico, ni cuernos, ni espinas. Es completamente inofensivo. Coloque el sapo sobre una mesa o sobre el piso. Déjelo tranquilo. Observe su respiración, su orientación en el espacio, sus movimientos de traslación. Describa su posición corporal normal.

1.2. **Conducta defensiva**

Agarre el sapo. Observe su conducta de huida y su "hinchamiento" agresivo.

1.3. **Reflejo corneano**

Con la punta de un pedazo de papel o de algodón, toque levemente la córnea o un párpado del animal. ¿Qué reflejo se produjo? Descríbalo.

1.4. **Reflejo de enderezamiento**

Coloque al animal sobre la mesa, con sus miembros posteriores extendidos, en las siguientes posiciones:

1.4.a. decúbito ventral y suéltelo.
1.4.b. decúbito lateral y suéltelo.
1.4.c. decúbito dorsal y suéltelo.

¿Qué reacción tuvo el sapo en cada caso? Describa en secuencia los movimientos del tronco y de cada miembro.

1.5. **Ajustes posturales a la inclinación del plano de apoyo**

Moje la tabla de disección. Coloque sobre ella el sapo en su posición normal e incline la tabla alternadamente varias veces:

1.5.a. hacia la izquierda y hacia la derecha.
1.5.b. hacia adelante y hacia atrás.

Describa cuidadosamente la extensión y flexión de los miembros, y la dorsiflexión y ventriflexión de la cabeza.

1.6. **Reflejo de flexión o de retirada**. **Ácido al 1,0% vs. agua destilada**

Llene un vaso de precipitado con agua destilada y otro con ácido sulfúrico al 1%. Ponga los dos vasos uno al lado del otro. Llene otro recipiente con agua de chorro.

Tomando el sapo por los huesos del dorso, desciéndalo hasta que **la punta** del dedo largo de la pata trasera izquierda entre en el ácido y, simultáneamente, la de la pata trasera derecha entre en el agua destilada. **Otro estudiante** anotará el resultado en la Tabla I. Lave de inmediato la pata izquierda con abundante agua de chorro.

Mantenga flejada una de las patas posteriores del sapo mientras desciende la otra pata hasta el ácido. Cuando el sapo retira la pata del ácido ¿usted siente que se produce un reflejo de extensión cruzada?

Al realizar los EXPERIMENTOS Nº: 2, 3 y 4 repita, en cada caso, la observación de todos los aspectos estudiados en el EXPERIMENTO 1 (animal normal, 1.1 al 1.6) y resuma los resultados en la Tabla I.

EXPERIMENTO Nº2: ANIMAL CON ENCEFALO AISLADO

2.1. **Sección medular alta**

Flejando hacia atrás la cabeza del sapo, ubique el ángulo entre el occipital y el atlas. Baje la cabeza del sapo e introduzca cuidadosamente un estilete a través de la piel entre el occipital y

el atlas; **sin desviar el estilete hacia adelante o atrás**, muévalo en sentido lateral para seccionar la unión entre el bulbo raquídeo y la médula espinal. Retire el estilete, haga hemostasia con algodón si es necesario, y deje el sapo tranquilo por 5 minutos sobre la mesa.

EXPERIMENTO Nº3: ANIMAL SIN ENCÉFALO

3.1. **Destrucción del encéfalo**

Introduzca otra vez el estilete por el mismo orificio que hizo entre el occipital y el atlas, oriéntelo luego hacia adelante, deslizándolo por el agujero occipital en la cavidad craneana, y destruya el encéfalo mediante movimientos laterales. Saque cuidadosamente el estilete, haga hemostasia con algodón si es necesario, y deje al sapo tranquilo sobre la tabla por 5 minutos.

EXPERIMENTO Nº4: ANIMAL DESMEDULADO

4.1. Por el mismo orificio que hizo para la descerebración, introduzca el estilete hacia atrás en el canal raquídeo y destruya completamente la médula espinal.

EXPLORACIÓN DE ALGUNOS REFLEJOS Y DE LA SENSIBILIDAD EN HUMANOS

El objetivo de esta parte de la práctica es estimular la observación del funcionamiento del propio organismo, requiriendo la participación activa del estudiante como sujeto experimental, sin que ésta conlleve perjuicio alguno.

EXPERIMENTO Nº5: REFLEJOS

El Equipo escogerá un estudiante para explorar sus reflejos: pupilar, corneano y osteotendinosos (bicipital, rotuliano y aquiliano). Los resultados deben ser reportados en la tabla II

5.1. Reflejo pupilar: coloque al sujeto explorado en contra de la luz, o en un campo oscuro. Con una linterna haga incidir directamente sobre la pupila un haz de luz. Observe la respuesta. Repita la exploración en el ojo contralateral.

5.2. Reflejo corneano: Manteniendo al sujeto con los ojos abiertos, estimule suavemente el globo ocular, en su ángulo externo, con una punta fina de algodón. Observe la respuesta. Repita la exploración en el ojo contralateral.

5.3. Reflejo bicipital: tome con su mano izquierda el brazo derecho flexionado del sujeto, apoye su pulgar sobre el tendón bicipital, en la flexura del codo; percuta con el martillo de reflejos sobre la uña de su pulgar. Observe la respuesta.

5.4. Reflejo rotuliano: siente al sujeto en una silla, indíquele cruzar una pierna sobre la otra, procurando que quede colgante y relajada; golpee el tendón rotuliano con el martillo de reflejo. Observe la respuesta.

5.5. Reflejo aquiliano: Coloque una rodilla del sujeto sobre una silla y el pie ipsilateral en flexión pasiva de modo que se halle algo tenso el tendón de Aquiles. Percuta el tendón con el martillo de reflejo. Observe la respuesta.

EXPERIMENTO Nº6: EXPLORACIÓN DE LA SENSIBILIDAD

El Equipo escogerá a un estudiante para explorar su sensibilidad ante: un estímulo doloroso, un estímulo táctil, un estímulo térmico y la sensibilidad entre dos puntos.

6.1. Estímulo doloroso: manteniendo al sujeto con los ojos cerrados, pinche superficialmente con una aguja en diferentes puntos de las manos, los brazos y la región dorsal (espalda). Reporte los resultados en la Tabla III.

6.2. Estímulo térmico: manteniendo con los ojos cerrados al sujeto, toque superficialmente con un tubo de ensayo con agua fría y otro tubo de ensayo con agua caliente en diferentes puntos de las manos, brazos y región dorsal (espalda). Reporte los resultados en la Tabla III.

6.3. Estímulo táctil. Adaptación del tacto. Manteniendo los ojos cerrados el sujeto coloca sus manos sobre la superficie de la mesa, con las palmas hacia abajo y los dedos separados. Se pone un trozo de corcho pequeño sobre la cara dorsal de un dedo, entre la uña y la primera

articulación. Se pide al sujeto que señale el momento cuando percibe la sensación del tacto y el momento en el cual esta sensación desaparece, anote el tiempo transcurrido. Proceda de igual forma en las manos y brazos. Anote los resultados en la tabla IV.

6.4. Sensibilidad o discriminación del tacto entre dos puntos: Se busca la distancia mínima que debe haber entre dos alfileres (estimuladores) para que el sujeto experimente dos sensaciones táctiles distintas. El sujeto cierra los ojos y el estudio se inicia poniendo las dos puntas de los alfileres juntas, separándolas luego poco a poco. Se repite la prueba varias veces, hasta encontrar la distancia en la cual se pasa de una sensación de tacto en un solo punto a dos sensaciones táctiles distintas. Explorar en las manos, brazos y región dorsal (espalda). Anote los resultados en la Tabla V.

PRESENTACIÓN DE RESULTADOS

Tabla I**: RESULTADOS GENERALES**

EXPERIMENTO	**1**	**2**	**3**	**4**
Animal	Normal	Encéfalo aislado	Sin encéfalo	Desmedulado
Posición				
Agresión				
Respiración				
Reflejo Corneano				
Reflejo de Enderezamiento				
Reflejo de Inclinación				
Reflejo de Flexión				

Tabla II: **REFLEJOS**

DENOMINACIÓN DEL ARCO REFLEJO	ESTIMULO	RESPUESTA	NIVEL DE INTEGRACION
Pupilar			
Corneano			
Bicipital			
Rotuliano			
Aquiliano			

TABLA III: **SENSIBILIDAD**

Sensibilidad	Punta de los dedos	Dorso de las manos	Antebrazo	Espalda
Dolor				
Temperatura				

IDENTIFICADORES:
+ Leve
++ Moderada
+++ Intensa

TABLA IV: **ADAPTACIÓN AL TACTO**

SENSIBILIDAD	DEDOS	MANOS	BRAZOS
Tiempo (s)			
Media (s)			

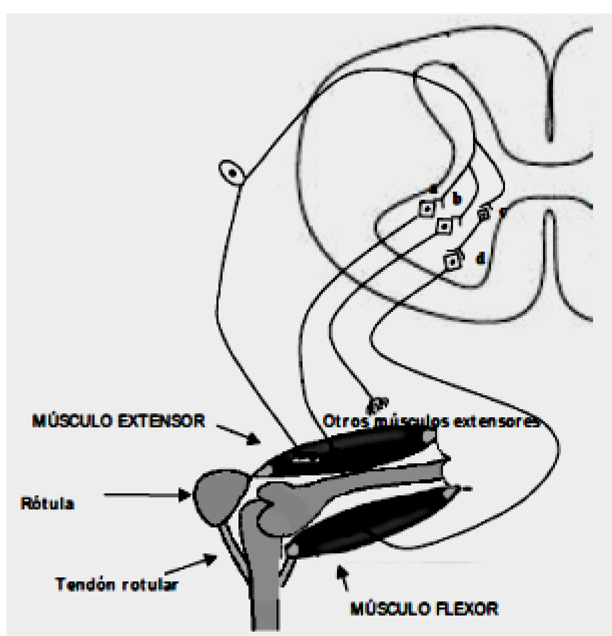
TABLA V: **DISCRIMINACIÓN ENTRE DOS PUNTOS: UMBRAL ESPACIAL**

Sensibilidad	Punta de los dedos	Dorso de las manos	Antebrazo	Espalda
Distancias (mm)				
Media (mm)				

PREGUNTAS ORIENTADORAS

11. ¿Cuáles son los elementos del reflejo corneano?
12. ¿Cuáles elementos del sistema vestibular se excitan cuando se mueve la cabeza? ¿Cuáles cuando la cabeza permanece inmóvil?
13. ¿Cómo son las conexiones desde el sistema vestibular hasta los músculos esqueléticos?
14. ¿Qué tipo de fibras nerviosas se excitan cuando se introduce la pata del sapo en ácido sulfúrico? ¿Cuáles son sus conexiones en la médula espinal?
15. ¿Cómo interactúan las motoneuronas alfa y gamma?
16. ¿Cómo se explica la hiperreflexia que aparece por debajo de una sección total de la médula espinal?
17. ¿Cuáles son los mecanismos de la rigidez de descerebración?
18. ¿Qué es un campo receptivo?
19. ¿Cómo se clasifican los receptores táctiles?
20. ¿Cómo se distribuyen los receptores táctiles en la superficie de la piel?

20. Reflejo rotuliano: Empleando el esquema que presentamos a continuación, indique cuáles motoneuronas envían una señal estimulante para que el músculo se contraiga y cuáles una señal inhibitoria inductora de la relajación muscular (vías **a, b, c y d** en el reflejo).
21. Es conocido que el tamaño relativo de la corteza somatosensorial, dedicada a cada una de las partes del cuerpo, se correlaciona con la densidad de las aferencias sensoriales recibidas en dicha zona. Directamente no se realizaron experimentos para determinar la densidad de receptores, pero con los datos obtenidos de discriminación entre dos puntos y localización de estímulo, establece una proporción que permita representar el tamaño relativo de esas áreas.



TEMARIO DE LA PRÁCTICA

Reflejos medulares. Sistema vestibular. Control de la postura, el tono muscular y el movimiento.Sistema somatosensorial.

BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

- Barreto, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. GANONG. Fisiología Médica 23ava Edición 2010. McGraw Hill. Lange.
- TRESGUERRES, J.A.F. Fisiología Humana. Editorial. McGrawHill Interamericana. 4ta Ed. 2010.
- Kandel, E. Schwartz J. y Jesell, T. Principles of Neural Science. 4ta edición 2001. Elsevier
- GUYTON, A y HALL, J.E. Tratado de Fisiología Médica. Editorial McGraw Hill. 10ma Ed. 2001.
- Dvorkin M. A., Cardinali D. P., Iermoli R. H. BEST & TAYLOR. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. Editorial Panamericana.14a Edición en español. 2010.
- Houssay A. Fisiología Humana 7ma. Edición 2000. Ed. El Ateneo

ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
ABSORCION INTESTINAL DE GLUCOSA

OBJETIVOS

Evidenciar el transporte de glucosa a través de la pared intestinal.
Analizar algunos factores que influencian el transporte de glucosa a través de la pared intestinal.

INTRODUCCIÓN.

El principal mecanismo de transporte de glucosa a nivel intestinal es la captación apical activa dependiente de sodio mediada por el cotransportador de glucosa SGLT-1. El SGLT1 media la absorción de glucosa de manera unidireccional desde la luz intestinal hacia el enterocito, generando un gradiente que facilita la absorción pasiva de agua. El transporte de glucosa desde el interior del enterocito hacia el intersticio y a la circulación sanguínea es mediado por el transportador basolateral GLUT 2.
En esta práctica se evaluara "in vivo" la absorción intestinal de glucosa dependiente de sodio, en un modelo animal. El estudio se realizará en segmentos de intestino de rata infundidos con soluciones Krebs - bicarbonato - glucosa que contienen sodio o litio (Soluciones Originales 1 y 2). El análisis de las diferencias en el volumen de solución infundido y en la cantidad de glucosa de las soluciones pre y postincubación permitirá discutir sobre los mecanismos de absorción de carbohidratos y de transporte agua a través del epitelio intestinal.

MATERIALES (POR EQUIPO DE ESTUDIANTES)

Inyectadoras de 10 y 20 mL, JELCO de calibre moderado (16, 18 ó 20), tabla de disección, cápsulas de Petri, tubos de ensayo, gradillas, bandas elásticas, papel parafilm, cinta adhesiva, agujas curvas de sutura, hilos de algodón, hilos de nylon. Solución Original 1: Krebs-Bicarbonato-Glucosa-Na^+, Solución Original 2: Krebs-Bicarbonato Glucosa-Li^+, agua destilada, kit comercial para determinar Glucosa, guantes**, equipo de disección**, regla graduada**.
Modelo animal: Ratas machos Sprague Dawley.
** **Deben ser traídos por los estudiantes.**

ANTES DE INICIAR EL PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL RECUERDE:

- **Manipular el intestino cuidadosamente usando las varillas de vidrio, para mantener la integridad del mesenterio.**
- **Infundir las soluciones en los segmentos del intestino muy cuidadosamente hasta obtener la máxima distensión posible, evitando romperlo por distensión excesiva.**
- **Realizar las ligaduras con hilos de colores para facilitar su identificación posterior.**
- **Durante todo el desarrollo experimental, mantener húmedos los segmentos y las vísceras expuestas, utilizando algodones empapados en agua destilada.**
- **Restituir las vísceras al interior de la cavidad abdominal y unir los bordes de la herida mediante pinzas hemostáticas, al finalizar la disección.**
- **TRABAJAR RÁPIDAMENTE Y MANTENER EL ANIMAL VIVO DURANTE EL DESARROLLO DE LA ACTIVIDAD.**
- **DEJAR EL MESÓN DE TRABAJO LIMPIO Y ORDENADO una vez concluida la práctica.**

1. PREPARACIÓN EXPERIMENTAL:

El modelo experimental está constituido por ratas Sprague Dawley machos, de peso aproximado entre 250 y 300 g, suministradas por el bioterio del Instituto, en condiciones de ayuno de 12 horas con adecuada hidratación, antes de la actividad. Se plantea un protocolo experimental para comparar la absorción intestinal de glucosa al infundir

Solución Original 1 (Krebs-bicarbonato-glucosa-Na^+) con la obtenida al infundir **Solución Original 2** (**Krebs-bicarbonato-glucosa-Li^+).** El modelo contempla la preparación de cuatro segmentos en el intestino delgado siguiendo el esquema de la Figura 1.

1.a Lavado Intestinal:

1. Tome una rata previamente anestesiada y colóquela en posición de decúbito dorsal en una tabla de disección. Fije las patas de la rata a la tabla de disección usando bandas elásticas o con cinta adhesiva.
2. Haga una laparotomía medial desde el apéndice xifoides hasta el pubis: con una pinza de disección levante la piel a nivel de la línea medial, corte la piel con una tijera y diseque hasta exponer al máximo la pared abdominal.
3. Mediante un procedimiento similar al realizado en el punto 2, corte los músculos del abdomen y exponga el contenido abdominal, ubique el extremo píloro-duodenal del intestino delgado. Evite hacer cortes con bisturí.
4. Separe el estómago del duodeno pasando una aguja de sutura con hilo de algodón alrededor de la unión píloro-duodenal del intestino delgado, traspasando el mesenterio sin romper los vasos. Ligue fuertemente el intestino cerca de su extremo proximal **(Ligadura 1, L1).**
5. Pase una aguja de sutura con hilo de algodón alrededor del intestino a una distancia aproximada de 2 cm distal a **L1. Deje el hilo como referencia sin anudar (Ligadura 2, L2).**
6. Inserte una JELCO en el duodeno entre L1 y L2 (**Enterotomía 1, E1**), retire la guía metálica sujetando la cánula de plástico con **L2** para dejar canulado el intestino.
7. Con una inyectadora infunda 20mL de agua destilada en el duodeno, hágalo de manera continua a través de la cánula, hasta que ubique la unión ileocecal. Refiera la unión ileocecal pasando un hilo alrededor del intestino. **Deje el hilo como referencia sin anudar (Referencia 1, R1).**
8. A una distancia aproximada de 2 cm desde **R1** hacia la unión ileocecal, realice una incisión en el intestino delgado, con una tijera **(Enterotomia 2, E2).** Usando **R1** dirija la apertura producida por el corte hacia una cápsula de Petri para recoger el contenido intestinal.
9. Lave el intestino infundiendo agua destilada desde **E1**, tantas veces como sea necesario hasta que aparezca el fluido claro y translúcido por la **E2.**
10. A una distancia aproximada de 16 cm, distal a **L2,** coloque un hilo como referencia **sin anudar (Ligadura 6, L6).**

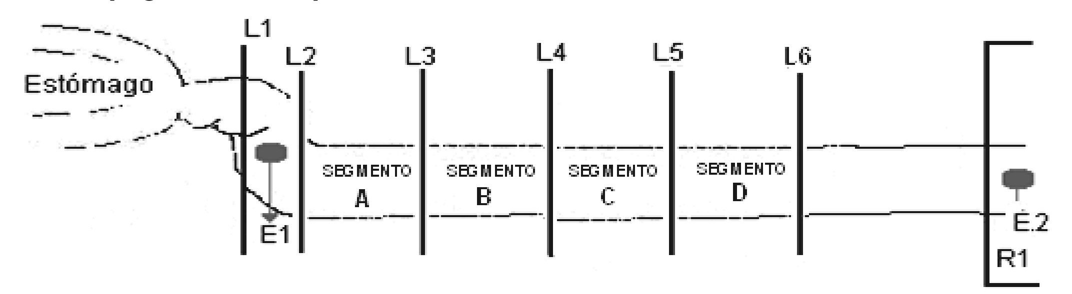


Fig. 1. Esquema para preparar cada uno de los segmentos

1.b. Preparación de las asas de absorción.

1. Infunda un volumen adecuado de **una** de las **Soluciones Originales. Infórmese con los docentes si usará la Solución Original 1 (Krebs-bicarbonato-glucosa-Na^+) o la Solución Original 2** (**Krebs-bicarbonato-glucosa-Li^+)**. Haga la infusión lentamente hasta obtener una distensión uniforme del intestino, asegurándose de desplazar **toda** el agua destilada del lavado.

2. Anude fuertemente **L6**.
3. Infunda cuidadosamente la Solución Original ASIGNADA hasta obtener la distensión máxima, verificando que el intestino no estalle por llenado excesivo.
4. Retirando la cánula anude **L2 asegurando que no haya pérdidas de líquido**. Incube por 30 minutos.
5. Prepare los cuatro segmentos (**A, B, C y D**) con una longitud aproximada de 4 cm, colocando ligaduras (**L3, L4 y L5**) entre L2 y L6 (ver Figura 1). Anude fuertemente cada ligadura cuidando la integridad del tejido.
6. Mida rápidamente las circunferencias de los segmentos, pasando ajustadamente un hilo inextensible (de nylon) alrededor de la periferia de la región central de cada segmento (**A, B, C y D**). En cada caso **determine la longitud del hilo con una regla graduada** (Longitud inicial de la circunferencia, LCi)**.** Anote los valores correspondientes en la Tabla de Resultados 1.
7. Una vez concluido el periodo de incubación de 30 minutos, con cuidado de no romper los hilos de las ligaduras y preservando intactos los segmentos, libérelos cortando con una tijera el mesenterio adyacente y el intestino a nivel de E1 y E2.
8. Mida la circunferencia de cada segmento (**A, B, C y D**) según lo indicado en el apéndice (Longitud final de la circunferencia, LCf). Anote los valores obtenidos en la Tabla de Resultados 1.
9. Mida la longitud de cada segmento (**A, B, C y D**) (Longitud axial del intestino, La). Anote los valores obtenidos en la Tabla de Resultados 1. Utilice esta longitud para calcular los volumenes incial y final de cada segmento usando la fórmula señalada en el Apéndice.

1.c. Medición de los volúmenes de las Soluciones Post-absorción.

1. Lave la superficie de los segmentos con agua destilada y séquelos inmediatamente con papel de filtro. Tome cuatro (4) cápsulas de Petri e identifíquelas acorde a cada segmento preparado (**A**, **B**, **C** y **D**).
2. Con una inyectadora limpia y seca succione totalmente el contenido del segmento **A**, este es el volumen de la Solución Post-absorción del segmento A. Deposite el contenido de la jeringa en la cápsula de Petri correspondiente al segmento A. **Consérvelo para hacer la medida del volumen y la determinación colorimétrica.**
3. Repita el procedimiento para succionar el líquido de cada uno de los segmentos restantes (**B, C y D**), usando inyectadoras limpias y secas en cada segmento.
4. Siguiendo las instrucciones de los docentes, mida los volúmenes finales (soluciones postabsorción) respectivos (VfA, VfB, VfC y VfD).

Precaución: EVITE MASAJEAR EL SEGMENTO para que el moco contenido en las paredes intestinales no caiga en la cápsula de Petri, ya que esto puede modificar los resultados. EVITE LA PRESENCIA DE SANGRE u otros fluidos.

Complete la Tabla de Resultados 1 y entregue una copia al Profesor antes de retirarse del salón de práctica. De ser necesario use las fórmulas presentadas en el apéndice.

Tabla de Resultados 1

	Segmento A	Segmento B	Segmento C	Segmento D
Longitud de Circunferencia inicial (cm)				
Longitud de Circunferencia final (cm)				
Longitud Axial (cm)				
Volumen inicial calculado (mL)				
Volumen final calculado (mL)				
Volumen inicial medido (mL)				
Volumen final medido (mL)				

2. DETERMINACIÓN DE LA CONCENTRACIÓN DE GLUCOSA

2.a Principio de la prueba usada para la determinación de glucosa: La concentración de glucosa se determinará mediante un método enzimático fundamentado en que la enzima glucosa oxidasa oxida específicamente a la D-glucosa contenida en la muestra, originándose ácido D-glucónico *y* peróxido de hidrógeno (H_2O_2). El H_2O_2 junto con los reactivos peroxidasa, fenol y 4-aminofenazona forman un compuesto coloreado, llamado rojo de iminoquinona (Figura 2), cuya absorbancia se mide en el fotocolorímetro SPECTRONIC a 500 nm. Esta absorbancia es directamente proporcional a la absorbancia de la glucosa contenida en la muestra.

+ O_2 → (Glucosa oxidasa) D-Glucono-δ-lactone + H_2O_2

H_2O_2 + Amino 4 antipirina → (Peroxidasa) Quinona rosada + H_2O

Fig 2. Reacciones del método enzimático para la determinacion de Glucosa.

2.b Procedimiento para la determinación de glucosa

1. Identifique 7 tubos de ensayo consecutivamente del 1 al 7.
2. Coloque una alícuota de 30µl de cada una de las soluciones como se indica en el Esquema de la Figura 3 para la determinación Colorimétrica de la Glucosa. **EVITE MEZCLAR LAS SOLUCIONES POSTABSORCIÓN**.
3. Una vez colocadas todas las soluciones, añada a cada uno de los tubos 3ml del REACTIVO ENZIMÁTICO suministrado por la Cátedra. Mézclelos bien, invirtiéndolos y sin agitar.
4. Incube en baño de María a 37ºC por 5 minutos.
5. Lea la absorbancia en el fotocolorímetro SPECTRONIC a 500nm y anote los valores registrados en cada caso en la Tabla de Resultados 2.
6. Obtenga la lectura corregida de la muestra restandole a la lectura de cada tubo, el valor de la lectura del blanco de reactivo. Calcule el valor de glucosa presente en cada tubo mediante la aplicación de la ley de de Lambert – Beer, la cual puede expresarse de la siguiente manera:

$$[\text{GLUCOSA en la MUESTRA}] = \frac{\text{Lectura corregida de la muestra} \times [\text{Glucosa en la sol. patrón}]}{\text{Lectura corregida del patrón}}$$

FIGURA 3. Esquema para la Determinación Colorimétrica de Glucosa.

TUBO	AGREGAR 30 µl DE:	AGREGAR 3 mL DEL REACTIVO ENZIMÁTICO	MEZCLAR INVIRTIENDO CADA TUBO **SIN AGITAR**	INCUBAR POR 5min EN BAÑO DE MARÍA (37°C)	LEER CADA TUBO EN EL SPECTRONIC
1	SOLUCIÓN POSTABSORCIÓN A				
2	SOLUCIÓN POSTABSORCIÓN B				
3	SOLUCIÓN POSTABSORCIÓN C				
4	SOLUCIÓN POSTABSORCIÓN D				
5	SOLUCION ORIGINAL ASIGNADA				
6	SOLUCIÓN PATRÓN DE GLUCOSA				
7	AGUA DESTILADA				

Complete la Tabla de Resultados 2 y entregue una copia al Profesor antes de retirarse del salón de práctica. De ser necesario use las fórmulas presentadas en el apéndice.

TABLA DE RESULTADOS 2

Absorción de glucosa en presencia de Solución KREBS-BICARBONATO-GLUCOSA-__________.

Condición	Lectura (Absorbancia)	Lectura (Absorbancia) Corregida	[Glucosa] (mg/mL)	Masa de glucosa (mg)	Cantidad de Glucosa Absorbida (mg)	Porcentaje (%) de Glucosa Absorbida
Solución Original ASIGNADA						
Solución Post-						

Absorción Segmento A						
Solución Post-Absorción Segmento B						
Solución Post-Absorción Segmento C						
Solución Post-Absorción Segmento D						
Patrón de Glucosa						
Blanco de Reactivo						

Para el informe:

Discuta los resultados obtenidos en cada segmento. Compare los resultados usando la Solución Original 1: Krebs-Bicarbonato-Glucosa-Na^+, con los obtenidos usando la Solución Original 2: Krebs-Bicarbonato Glucosa-Li^+.

Compare los resultados calculados para cada segmento según la fórmula señalada en el apéndice, con los obtenidos al medir directamente el volumen final de cada segmento.

PREGUNTAS ORIENTADORAS

1. Señale la acción de los compuestos que inhiben la absorción de los carbohidratos en el epitelio intestinal.
2. Explique la importancia del cotransporte activo de agua en el epitelio intestinal.
3. Discuta los mecanismos de absorción intestinal de carbohidratos.
4. ¿Qué importancia tiene el consumo de alimentos que contengan celulosa?

Para ampliar sus conocimientos, se sugiere la lectura de los siguientes aspectos relacionados con el tema:
Prueba de tolerancia a la glucosa y su importancia clínica.
Importancia de los transportadores SGLT en la homeostasis del metabolismo de carbohidratos, como blanco terapéutico para los trastornos del metabolismo energético.
Mecanismos que regulan la expresión de SGLT a nivel intestinal.
Fisiología del transporte de carbohidratos en la salud y en la enfermedad.

TEMARIO DE LA PRÁCTICA

Digestión de carbohidratos, secreciones exocrinas involucradas y la regulación de dichas secreciones.
Mecanismos de absorción intestinal de carbohidratos, inhibidores. Enfatizar los mecanismos de absorción de glucosa, galactosa y fructosa. Mecanismos de transporte de glucosa: difusión simple, arrastre por solvente, difusión facilitada (familia de transportadores GLUT). Transporte activo primario, transporte activo secundario (transportadores tipo SGLT).

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

- Barret KE y Raybould HE. Fisiologia gastrointestinal. En Koeppen BM y Stanton BA editores. Berne y Levy Fisiologia. 6ta edicion. Barcelona España. Elsevier Mosby. 2009. p 485 -553.
- Barreto, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong Fisiología Médica. 23ava Edición 2010. McGraw Hill. Lange.
- Loo DDF, Zeuthen T, Chandy G, and Wright E. Cotransport of water by Na+/glucose cotransporter. Proc. Natl. Acad. Sci. USA. 1996; 93:13367-13370.
- Shi X, Schedl H, Summers R, Lambert P, Chang R., Xia T and Gisolfi CV. Fructose transport mechanisms in humans. Gastroenterology. 1997 Oct; 113(4):1171-9.
- Thorens Bernard. Glucose transporters in the regulation of intestinal, renal, and liver glucose fluxes. Am J Physiol. 1996 Apr;270(4 Pt 1):G541-53.
- Tresguerres, J.A.F. Fisiología Humana. Editorial McGrawHill Interamericana. 4ta Ed. 2010.
- Wright EM, Loo DD, Hirayama BA.; Biology of human sodium glucose transporters. Physiol Rev. 2011; 91(2):733-94.
- Wright EM, Hirayama BA, Loo DF "Active sugar transport in health and disease". J. Intern. Med. 2007; 261 (1): 32–43. doi:10.1111/j.1365-2796.2006.01746.x. PMID 17222166
- Jones HF, Butler RN, Brooks DA. Intestinal fructose transport and malabsorption in humans. Am J Physiol Gastrointest Liver Physiol. 2011 Feb;300(2):G202-6.
- Le Gall M, Tobin V, Stolarczyk E, Dalet V, Leturque A, Brot-Laroche E. Sugar sensing by enterocytes combines polarity, membrane bound detectors and sugar metabolism. J Cell Physiol. 2007 Dec; 213(3):834-43.
- Ernest M. Wright, Martín G. Martín, Eric Turk. Intestinal absorption in health and disease—sugars. Best Pract Res Clin Gastroenterol. 2003 Dec;17(6):943-56.
- Wright EM, Loo DD, Hirayama BA. Biology of human sodium glucose transporters. Physiol Rev. 2011 Apr;91(2):733-94.
- Zhao FQ, Keating AF. Functional properties and genomics of glucose transporters. Curr Genomics. 2007 Apr;8(2):113-28.
- Loo DD, Hirayama BA, Sala-Rabanal M, Wright EM. How drugs interact with transporters: SGLT1 as a model. J Membr Biol. 2008 May;223(2):87-106. Epub 2008 Jul 1.

APÉNDICE

Obtención de la fórmula para calcular el volumen de los segmentos intestinales.

Volumen de un cilindro = $V = \pi R^2 L_a$ (Ec.1)

π: número pi = 3,14

R: radio del cilindro (segmento intestinal)

L_a: Longitud axial del cilindro = 4 cms

L_c : Longitud de la circunferencia del cilindro = $2\pi R$ (Ec. 2). L_c se mide en centímetros con un hilo inextensible por ejemplo de nylon. Si el segmento se llena irregularmente con la solución Krebs-Bicarbonato-Na^+ o Li^+ se debe tomar un promedio de dos circunferencias, la menor y la mayor.

Despejando R de de la expresión (2) obtenemos:

$R = L_c / 2\pi$ y entonces $R^2 = L_c^2 / 4\pi^2$. Sustituyendo este resultado en la primera expresión, obtenemos:

$V = \pi(L_c^2/4\pi^2)\ L_a = (Lc^2/4\pi)\ L_a$

Si L_a = 4cm, entonces:

$V = Lc^2/\pi = (0{,}32\ cm)\ Lc^2$

Soluciones empleadas en el protocolo experimental.

COMPOSICIÓN DE LAS SOLUCIONES			
Krebs-Bicarbonato-Glucosa-Na^+ (Original 1)	(mM)	Krebs-Bicarbonato-Glucosa-Li^+ (Original 2)	(mM)
NaCl	118	LiCl	118
KCl	4,7	KCl	4,7
CaCl2	2,5	CaCl2	2,5
KH2PO4	1,2	KH2PO4	1,2
MgSO4.7H2O	1,2	MgSO4.7H2O	1,2
NaHCO3	25	KHCO3	25
Glucosa	10	Glucosa	10

OTRAS FÓRMULAS A UTILIZAR:

1. Cantidad de Glucosa absorbida (mg) en cada segmento (CGA)

CGA = Cantidad de glucosa en la solución original - Cantidad de glucosa en la solución postabsorción

CGA = $[G]_{\text{Solución Original}} \times V_{\text{Solución Original}} - [G]_{\text{Solución Postabsorción}} \times V_{\text{Solución Postabsorción}}$

2. Porcentaje de glucosa absorbida (%)

(%) = (Cantidad de Glucosa absorbida (mg) en cada segmento / Cantidad de glucosa en la solución original) x 100

(%) = $\{ CGA / ([G]_{\text{Solución Original}} \times V_{\text{Solución Original}})\} \times 100$

3. En el caso particular donde $V_{\text{Solución Original}}$ sea igual o aproximadamente igual a $V_{\text{Solución Postabsorción}}$, entonces:

Porcentaje de glucosa absorbida (%) = $\{ ([G]_{\text{Solución Original}} - [G]_{\text{Solución Postabsorción}}) / ([G]_{\text{Solución Original}}) \} \times 100$

ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
HEMATOLOGÍA

OBJETIVO

Revisar los conceptos de grupos sanguíneos, hematocrito, índices hemáticos, hemostasia secundaria.

INTRODUCCIÓN

El hemograma de Shilling constituye uno de los exámenes de laboratorio más usados en el campo de la hematología, entre las pruebas que lo componen se encuentran la determinación de hemoglobina y de hematocrito, las cuales serán realizadas en esta práctica. Adicionalmente se realizarán otras pruebas hematológicas: la eritrosedimentación o velocidad de sedimentación globular, la determinación de grupos sanguíneos y de Tiempos de Coagulación (Tiempo de protrombina y Tiempo parcial de tromboplastina).

EXPERIMENTO Nº 1: DETERMINACIÓN DEL VOLUMEN GLOBULAR (Hematocrito)

La prueba mide el volumen de la fracción de los elementos formes, respecto al volumen total de la muestra de sangre venosa o capilar. Puede expresarse en porcentaje o como un valor decimal. Se calcula según la siguiente fórmula:

$$\text{HEMATOCRITO} = \frac{\text{Altura de la columna de los elementos formes x 100}}{\text{Altura de la columna de la sangre total}}$$

MÉTODO DE MICROHEMATOCRITO

MATERIALES

Tubos Capilares (75mm x 1,5mm). Plastilina. Muestra de sangre tubo **tapa morada** (color universalmente utilizado para designar los tubos que contienen anticoagulante EDTA el cual actúa como un quelante de calcio)

PROCEDIMIENTO

1. Con una muestra de sangre llene los tubos capilares hasta 70% a 80% aproximadamente.
2. Ocluya un extremo del capilar con plastilina.
3. Coloque el capilar sobre la plataforma del cabezal de una centrífuga de microhematocrito, con el extremo ocluido adherido al reborde externo de la plataforma.
4. Centrifugue entre 10000 - 12000rpm, por 5 minutos.

RESULTADOS

Utilice una regla graduada para medir los elementos de la fórmula de Hematocrito: altura de la columna de los elementos formes y altura de la columna de la sangre (total). Obtenga el valor del Hematocrito aplicando la fórmula.

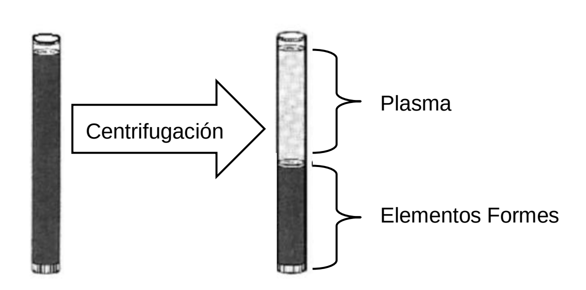


Fig. 1 Microhematocrito antes y después de centrifugar

Adicionalmente, utilizando una escala estandarizada, se puede determinar el Hematocrito de la siguiente forma:

Se sostiene el tubo frente a la escala de manera que el fondo de la columna de elementos formes (no el extremo inferior del tubo) quede exactamente al mismo nivel de la línea horizontal

correspondiente al cero, se ajusta el tubo capilar de manera que ambos extremos coincidan con la columna de Hematocrito. La línea que pase al nivel del tope de la columna de elementos formes indicará la fracción de volumen de éstos Fig. 1.

Valores de referencia:

Hombres: 40% - 50% Mujeres: 38% - 44% Niños (5 años): 38% - 44%

Lactantes (3 meses): 37% - 42% Recién nacidos: 50% - 58%

EXPERIMENTO Nº 2: DETERMINACIÓN DE HEMOGLOBINA

La muestra de sangre se diluye en líquido de Drabkin el cual hemoliza los hematíes y convierte la hemoglobina en cianometahemoglobina, un compuesto de color estable que podemos medir en un espectrofotómetro o fotocolorímetro a una longitud de onda de 540 nm, siendo la cantidad de hemoglobina proporcional a la intensidad de color de la solución.

MATERIALES Y REACTIVOS

Un fotocolorímetro o un espectrofotómetro. Micropipeta (para medir 20μL). Pipeta de vidrio graduada de 5mL. Tubos de ensayo. Reactivo de Drabkin y patrón de hemoglobina.

PROCEDIMIENTO

1. Coloque en un tubo de ensayo exactamente 5ml de reactivo de Drabkin.
2. Con una micropipeta tome 20μL de la muestra de sangre del tubo de tapa morada, limpie luego la punta de la pipeta y vierta en el tubo que contiene reactivo de Drabkin. Enjuague 3 veces con el mismo reactivo para asegurar que la cantidad medida de muestra es la utilizada, coloque papel parafilm y mezcle por inversión.
3. Deje en reposo por 15 minutos.
4. Lea la absorbancia con filtro verde a 540nm, llevando a cero el espectrofotómetro con un Blanco de Drabkin.
5. Repita el procedimiento con el patrón de hemoglobina suministrado.

RESULTADOS

Obtenga la concentración de Hemoglobina en la muestra de sangre.

$$CHM = \frac{CP \times AbsM}{AbsP}$$

CHM = Concentración de hemoglobina de la muestra
AbsM = Absorbancia de la muestra
CP = Concentración del patrón (Valor proporcionado por la Cátedra)
AbsP = Absorbancia del patrón

Valores de referencia:

Niños al nacer 13,6 - 19,6 g/dL Niños de 1 año 11,3 - 13,0 g/dL Niños de 10 -12 años 11,5 - 14,8 g/dL

Mujeres 11,5 - 16,5 g/dL Hombres 14,0 - 18,0 g/dL

ÍNDICES HEMATIMÉTRICOS (CONCENTRACIÓN DE HEMOGLOBINA CORPUSCULAR MEDIA)

Calcule la concentración de hemoglobina corpuscular media.

CHCM = Concentración de hemoglobina x 100

Valores de referencia:
CHCM 32 - 36 g/dL

EXPERIMENTO Nº 3: MÉTODO DE WESTERGREN PARA LA DETERMINACIÓN DE LA VELOCIDAD DE SEDIMENTACIÓN GLOBULAR O ERITROSEDIMENTACIÓN

El método mide la tendencia de los eritrocitos a sedimentar en sangre anticoagulada. Consiste en colocar la muestra de sangre anticoagulada en un tubo graduado y medir la sedimentación al cabo de una hora de reposo.
Se usa una capucha (figura 2A) que posee dos medidas, en la primera medida se coloca una solución salina fisiológica y posteriormente se añade la sangre del tubo tapa morada hasta la segunda medida con ayuda de una pipeta pasteur, una vez diluida la muestra, se coloca una columna de Westergren y se llena hasta la marca de cero (figura 2B). Posteriormente la columna se coloca en posición vertical sobre una gradilla especial y se espera una hora para medir el descenso espontáneo de los eritrocitos.

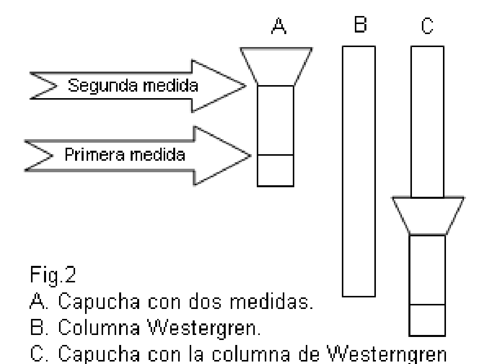


Fig.2
A. Capucha con dos medidas.
B. Columna Westergren.
C. Capucha con la columna de Westerngren

RESULTADOS
1. Mida la columna de plasma por encima del paquete globular para ello utilice la escala milimetrada que posee la columna de Westergren.
2. Con los resultados obtenidos llene la siguiente Tabla.

Hemoglobina	
Hematocrito	
CHCM	
VSG	

Valores de referencia
Hombres: 0 - 5 mm/hora   Mujeres: 0 - 10 mm/hora

PREGUNTAS ORIENTADORAS:
1. ¿Sí la velocidad de sedimentación de un sujeto está incrementada se podría concluir que su viscosidad sanguínea está disminuida? Razone su respuesta.

EXPERIMENTO Nº 4: TIEMPO DE TROMBOPLASTINA PARCIAL ACTIVADA (PTT)
El PTT es una prueba importante de despistaje de posibles deficiencias de los factores intrínsecos o de la vía común de la coagulación. Esta prueba mide la fase intrínseca de la coagulación, en presencia de una “Tromboplastina Parcial” (Cefalina), la cual sustituye la acción del Factor Plaquetario Tres. Se añade Ácido Elágico para obtener máximo efecto de contacto.

MATERIALES
Plasma citratado control (es una mezcla de plasma de 4 o más sujetos sanos). Plasma citratado del paciente. Cefalina (comercial). Cloruro de Calcio 0,025M. Pipetas automáticas de 0,1mL. Cronómetro.

PROCEDIMIENTO
1. Coloque el Cloruro de Calcio en baño de María a 37ºC por 5 minutos.
2. En un tubo de 12 x 75mm a 37ºC, añada 0,1mL de la muestra del plasma del paciente y 0,1mL de la solución de Cefalina activada. Incube a 37ºC por 3 minutos.
3. Añada 0,1mL de Cloruro de Calcio ($CaCl_2$). Accione el cronómetro.
4. Agite el tubo suavemente por 20 segundos,

5. Agite rápidamente hasta observar la formación del coágulo. Anote el tiempo en la Tabla anexa.
6. Estudie el plasma del paciente y el control.
7. Cada ensayo del plasma del paciente y el control debe realizarse dos veces, cada ensayo se realiza por separado.

RESULTADOS
Calcule la diferencia en el tiempo de coagulación entre el paciente y el control.

Valor de referencia: ± 6 seg.

Paciente (seg)	Control (seg)	Diferencia Paciente-Control (seg)

EXPERIMENTO Nº 5 TIEMPO DE PROTROMBINA (Prueba de Quick)
La prueba mide el tiempo que tarda una muestra de plasma en coagular, al ponerla en contacto con una suspensión de Tromboplastina Cálcica (fosfolípidos + factor tisular). El resultado se expresa dividiendo el tiempo obtenido para el paciente entre el obtenido para el control. Esto se denomina Relación Paciente / Control.

MATERIALES
Plasma citratado del paciente. Plasma control (mezcla de plasma de 4 o más sujetos sanos). Pipetas de 0,1mL y 0,2mL. Cronómetro.

PROCEDIMIENTO
1. La Tromboplastina Cálcica debe ser incubada a 37 ºC.
2. En un tubo de 10 x 75 mm coloque 0,1 mL de plasma del paciente. Incube a 37 ºC.
3. Añada al tubo 0,2 mL de la Tromboplastina Cálcica; simultáneamente active el cronómetro y mueva el tubo para mezclar los reactivos.
4. Saque el tubo del Baño de María y agítelo por inclinación hasta que se forme el coágulo. Anote en la Tabla anexa el tiempo transcurrido.
5. Siguiendo el mismo procedimiento realice un ensayo del plasma control.
6. Cada ensayo del plasma del paciente y el control debe realizarse dos veces, cada ensayo se realiza por separado.

RESULTADOS

Calcule la Relación Paciente/Control (R P/C).

Paciente (seg)	Control (seg)	Relación Paciente/Control (R P/C)

Valor de referencia: 0.8 - 1.2

Un tiempo de protrombina prolongado indica deficiencia de los factores de la vía extrínseca o de la vía común de la coagulación. El tiempo de Protrombina es utilizado como prueba de despistaje de patologías hepáticas y también como control para pacientes anticoagulados con drogas antagonistas de la vitamina K.

Sistema internacional de *Razón normalizada* (INR)
Dado que los valores de la Relación Paciente Control son utilizados como referencia para la terapia oral con anticoagulantes y que muchos estudios han revelado que pueden obtenerse resultados muy diferentes dependiendo del tipo de Tromboplastina y del analizador usado en la medición, la Organización Mundial de la Salud (OMS) ha generado un procedimiento de estandarización para

Tromboplastinas válido en todo el mundo. Así se obtienen resultados en los cuales ni el reactivo ni la forma de análisis interfieren, esto permite monitorear la terapia oral con anticoagulantes, sin que factores distintos al estado de salud del paciente interfieran en la medición.
Este sistema consiste en transformar la Relación Paciente Control en Sistema internacional de *Razón normalizada* (INR) lo cual se realiza elevando dicho valor al índice internacional de sensibilidad (ISI) indicado por el fabricante.

INR= $(\text{RELACION PACIENTE/CONTROL})^{ISI}$
Calcule el INR

INR	
ISI	2

EXPERIMENTO Nº 6: DETERMINACIÓN DE GRUPO SANGUÍNEO
El grupo sanguíneo se determina mediante una reacción antígeno-anticuerpo que se observa en forma de aglutinación. La adición del anticuerpo homólogo al antígeno en la membrana del eritrocito, provocará la agregación de las células por el reconocimiento específico del antígeno con el anticuerpo.

PROCEDIMIENTO
1. Coloque 3 gotas de sangre del tubo tapa morada en 3 tubos de ensayo.
2. Añada a cada tubo una gota de anticuerpos anti A, B y Rh(D).
3. Observe la presencia de Aglutinación.

RESULTADOS
Tome nota de los resultados.

A	B	Rh“D”
GRUPO SANGUÍNEO		

EXPERIMENTO Nº 7:
A. Coloque parte de la muestra tomada en un tubo sin anticoagulantes, anote sus observaciones.

____
____
____

B. Añada 4 gotas de cloruro de calcio al remanente de muestra de sangre del tubo tapa morada, espere 15min. Anote y explique sus observaciones.

____
____
____

TEMARIO DE LA PRÁCTICA
Glóbulos Rojos. Origen y función. Tiempo de vida media. Valores normales en sangre. Índices hemáticos, cálculo e interpretación. Factores que influyen en la velocidad de sedimentación globular. Hemoglobina: estructura, síntesis y función. Grupos sanguíneos: sistema ABO y RH. Herencia.Hemostasia. Definición. Hemostasia secundaria.

BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

- Ganong. Manual de Fisiología Médica 20ª Edición 2006. Ed. Manual Moderno.
- Guyton, A. Tratado de Fisiología Médica. 10ma Edición 2001. Ed. McGrawHill.
- Tresguerres, J.A. Fisiología Humana. 2ª Edición. 1999. Ed. Interamericana.

ACTIVIDAD PRÁCTICA EXPERIMENTAL
FISIOLOGÍA RESPIRATORIA

"La Medicina es una Ciencia y un arte,
arte porque debemos hacerle creer al paciente que lo que decimos es verdad,
y ciencia porque nosotros debemos creer que lo que decimos es verdad."
Dr. Roberto Sánchez De León

A.- MOVIMIENTOS VENTILATORIOS

OBJETIVOS

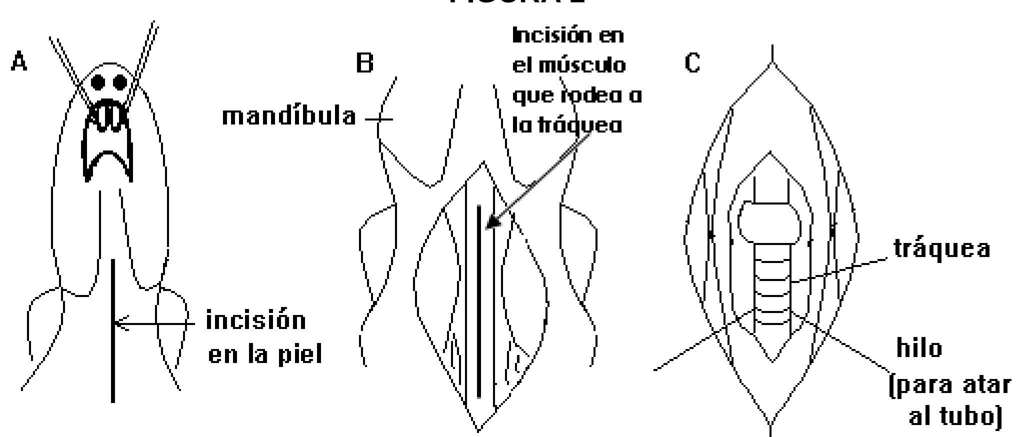
Correlacionar los movimientos ventilatorios con las variaciones de las presiones alveolares. Visualizar las consecuencias de un neumotórax. Calcular la Adaptabilidad Pulmonar experimentalmente.

INTRODUCCIÓN

Materiales por equipo de trabajo:
Tabla de disección, inyectadoras de 10 y 20mL, agujas Jelco® 16G, llaves de tres vías, matraces graduados con tapones perforados, cánulas de metal, hilos, varilla de vidrio, manómetros de agua, espirómetro y sus boquillas, bandas de goma (ligas), cinta adhesiva (tirro)*, tachuelas, alcohol, balanza antropométrica, equipo de disección*, guantes no estériles*, linterna*, toallines*.
** Deben ser traídos por los estudiantes.*
Modelo animal: Ratas machos Sprague Dawley.

Disección: Se le entregara una rata anestesiada con uretano a una dosis de 1gr/kg de peso corporal, por vía intraperitoneal. Corta la piel en el cuello (Fig. 1-A); con la punta de una tijera roma separe el tejido subcutáneo y haga una incisión vertical en el músculo que rodea a la tráquea (B), hasta exponerla (C); referencie la tráquea pasando un hilo por debajo de ella.


FIGURA 1



Cuidadosamente haga un corte transversal en la tráquea (por encima del hilo de referencia) y luego introduzca un catéter de calibre adecuado. Constate que el mismo no esté ocluido. Átelo firmemente, utilizando el hilo de referencia y conéctelo a un manómetro de agua. Para realizar las lecturas en el manómetro se usará como cero, el valor en la regla hasta donde llegue el líquido coloreado antes de conectarlo a la vía aérea, tomando en cuenta el menisco inferior y posteriormente hasta donde suba o baje el nivel de la rama del manómetro que se use como referencia. La resta entre estas dos lecturas se multiplicará por 2 (ver Apéndice). No se debe

dejar conectado el tubo más de 20 segundos al sistema, ya que ello produce hipercapnia, hipoxemia y muerte.

PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

1) MOVIMIENTOS VENTILATORIOS

1.1. Ventilación normal:

Observe los movimientos ventilatorios del tórax. Anote los valores máximos de presión inspiratoria y espiratoria registrados en el manómetro (presiones manométricas de la vía aérea). Desconecte la rata del sistema para evitar la asfixia del animal. Visualice el diafragma por medio de una incisión abdominal (laparotomía) en forma de V invertida, cuyo vértice esté a 0,5 cm por debajo del apófisis xifoides. Conecte nuevamente la rata al manómetro y observe las variaciones de presión intratraqueal.

1.2. Neumotórax unilateral:

1.2.1. Con una aguja de 16G perfore la pared torácica de la rata a través de un espacio intercostal del tercio medio del hemitórax derecho a nivel del equivalente a la línea axilar media, procurando perforar solo la pleura, sin lesionar el parénquima pulmonar (por lo cual la aguja deberá entrar aproximadamente 5mm). Observe lo ocurrido en la fluctuación de las presiones manométricas de la vía aérea, los movimientos de la caja torácica y del diafragma.

1.2.2. Para intentar revertir el fenómeno ocurrido conecte una jeringa a la aguja y aspire hasta que la fluctuación de las presiones vuelvan a su magnitud previa (deberá aspirar aproximadamente 2 a 3cc).

1.3. Neumotórax bilateral:

1.3.1. Haga una pequeña incisión en el diafragma teniendo cuidado de no dañar el pulmón y anote los valores de presión inspiratoria y espiratoria. Explique el fenómeno en su informe.

1.3.2. Cierre la incisión en el diafragma con una pinza mosquito, o con el dedo, bloqueando la conexión entre la cavidad torácica y la atmósfera, logrando que se restablezca la ventilación y las presiones normales. Si es necesario aplique masaje cardiaco.

Para cada uno de los casos grafique una de las mediciones de presión en inspiración y espiración (ver figura 2).

Nota: en cada uno de los tres experimentos previos realice tres veces, de ser posible, las mediciones manométricas. Anote sus resultados en la tabla 1.

TABLA 1

Experimento	***Inspiración***			***Espiración***		
	cmH_2O	*mmHg*	*KPa*	*cmH_2O*	*mmHg*	*KPa*
1.1.						
1.2.1.						
1.2.2.						
1.3.1.						

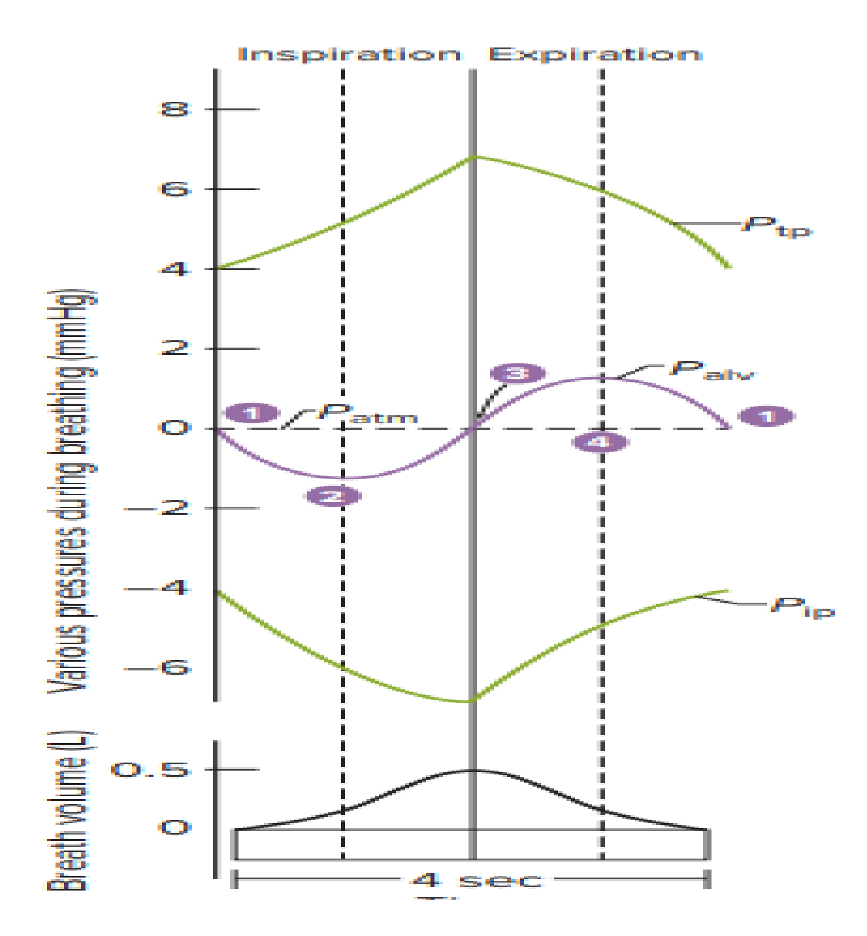
1.3.2						

PREGUNTAS ORIENTADORAS

1.- Investigue los siguientes tipos de patrones ventilatorios: Respiración de Cheyne-Stokes, de Biot, de Kussmaul y Paradójica.

Cambios de la presión manométrica intrapulmonar (vía aérea) durante la inspiración y la espiración (ver curva en color morado).

FIGURA 2.

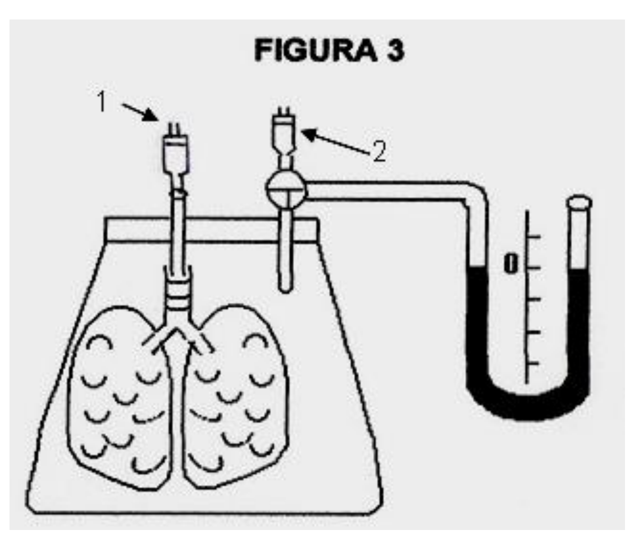


Fuente: Vander's human Physiology. The mechanisms of body function. ERIC P. WIDMAIER, HERSHEL RAFF, AURORA KEVIN, T. STRANG, TODD C. SHOEPE. McGraw-Hill Education. Fifteenth edition, 2019. Las curvas de arriba hacia abajo representan la presión transpulmonar, intrapulmonar (intraalveolar), intrapleural y el volumen respiratorio en función del tiempo.

2) ADAPTABILIDAD (COMPLIANCE) PULMONAR

Corte la parrilla costal en su parte central, elimine las adherencias de tejido conectivo y simultáneamente hale hacia abajo el extremo proximal de la tráquea (donde introdujo la cánula a través de la traqueostomía) y extraiga los pulmones **intactos**.

De forma análoga a como se realizó la traqueostomía en el Experimento 1, introduzca una de las cánulas que atraviesan el tapón del matraz en la luz de la tráquea, evitando perforarla, y átela firmemente con dos hilos. Se denotará como **cánula 1**.
Posteriormente introduzca cuidadosamente los pulmones en el frasco, el cual simulará la pared torácica, y de esa manera el espacio comprendido entre el pulmón y la pared de cristal simulará un espacio pleural, conectado con el medio externo a través de la **cánula 2**. Ver figura 3.



2.1. Expansión pulmonar

2.1.1. Conecte una jeringa a la cánula 2 (que va al espacio pleural simulado) y aspire aire progresivamente hasta 5cc aproximadamente. Desconecte la jeringa. Observe y describa lo ocurrido durante la aspiración de aire y después de desconectar la jeringa.
Conecte nuevamente la jeringa en la misma cánula 2. Ocluya con el pulpejo del dedo la cánula 1 (vía aérea) e intente aspirar aire del espacio pleural. Describa lo ocurrido.

2.1.2. Tome aire en la jeringa y conéctela a la cánula 1, que va a la tráquea. Insufle aire progresivamente hasta 5cc aproximadamente. Observe lo ocurrido. Ocluya con el pulpejo del dedo la cánula 2 y después desconecte la jeringa de la vía aérea. Observe y describa lo ocurrido. Finalmente retire el dedo que está obstruyendo la cánula 2. Describa y explique lo observado.

- Considere en su análisis el significado de la generación de presión subatmosférica (manométricamente negativa) en el espacio pleural, y además la Ley de Boyle.
- Diga cuál de las dos experiencias (2.1.1) ó (2.2.2), simula de manera más cercana lo ocurrido en condiciones fisiológicas durante la expansión pulmonar. Explique además los factores que generan fisiológicamente las variaciones en la presión pleural.

2.2. Curva de Adaptabilidad Pulmonar
Habiendo comprendido la equivalencia biofísica de los experimentos 2.1.1 y 2.1.2 se obtendrá la curva de adaptabilidad pulmonar (Volumen vs Presión pleural) conectando el manómetro a la cánula 2 (espacio pleural) e insuflando y succionando aire de la vía aérea.

2.2.1. Fase inspiratoria: Tome 5cc de aire en la jeringa. Conéctela sin variar la posición del émbolo a la cánula 1 (vía aérea). Insufle 1cc de aire cada 2 segundos aproximadamente. Otro estudiante leerá, en el manómetro conectado al espacio pleural (cánula 2), la presión correspondiente a cada volumen pulmonar, es decir, la presión pleural manométrica para cada 1cc de aire insuflado. Así se simulará la inspiración. Para obtener mayor detalle en la

curva se pueden realizar mediciones de presión en el manómetro para cada 0,5cc de aire insuflado.

2.2.2. Fase espiratoria: cuando el émbolo alcance el tope de la jeringa el volumen pulmonar será de 5cc aproximadamente. En ese punto se iniciará la simulación de la espiración, sin desconectar la jeringa de la cánula 1 y aspirando 1cc de aire cada 2 segundos hasta colapsar totalmente el pulmón (lo cual implicará extraer aproximadamente el mismo volumen insuflado en 2.2.1). Realice las mediciones de la presión manométrica pleural.

Considere la siguiente ecuación para el cálculo de la adaptabilidad o compliance, en donde P y V son presiones y volúmenes, respectivamente: $C = \frac{|V_2 - V_1|}{|P_2 - P_1|}$

- *Complete la Tabla 2.*
- *Elabore las siguientes gráficas y explique su significado fisiológico:*
  - *a) Volumen pulmonar vs Presión pleural en espiración y en inspiración.*
  - *b) Adaptabilidad vs Presión pleural en espiración y en inspiración.*
- *Explique en qué consiste el fenómeno de histéresis.*

TABLA 2

Volumen pulmonar	**Inspiración**		**Espiración**	
	Presión pleural	*Adaptabilidad*	*Presión pleural*	*Adaptabilidad*
__cc				
__cc				
__cc				
__cc				
__cc				

Nota: los volúmenes sugeridos en los experimentos previos son aproximaciones susceptibles a cambios dependiendo de las características del montaje experimental.

PREGUNTAS ORIENTADORAS:

2. Explique los mecanismos que permiten la entrada de aire al pulmón. Utilice los principios físicos de presión, flujo y volumen.
3. Describa un método utilizado para medir la presión intraalveolar en el humano.

B.- ESPIROMETRÍA

OBJETIVO

Medir mediante espirometría, los volúmenes, los flujos y la capacidad vital forzada en humanos.

PROCEDIMIENTO:

Un estudiante seleccionado para esta prueba, conociendo su peso (Kg) y su talla (cm) realizará la conversión a pulgadas utilizando el nomograma anexo. Luego se colocará al sujeto sentado y con una pinza nasal para medir su capacidad vital forzada. El sujeto realizará una inspiración profunda y al final de la misma, a través del espirómetro, efectuará una espiración forzada seguida de una inspiración profunda. El espirómetro proporcionará los datos que posee el sujeto y los porcentajes con relación a los valores predichos por el espirómetro.

En base a los valores obtenidos complete las tablas dadas a continuación. Dibuje las curvas *Flujo vs Volumen (F/V)* y *Volumen vs tiempo (V/t)*. Describa las características de cada una de ellas e indique si son normales ó no. Explique los factores que las determinan.

ESPIRACIÓN | **INSPIRACIÓN**

GRAFICA V/t	Valor medido
FVC (L)	
FEV 0,5 (L)	
FEV 1,0 (L)	
FEV 3,0 (L)	
FEV 1/FVC	

GRAFICA F/V	Valor medido
PEF (L/s)	
FEF-25 (L/s)	
FEF-50 (L/s)	
FEF-75 (L/s)	

GRAFICA F/V	Valor medido
FIVC (L)	
PIF (L/s)	
FIF-50 (L/s)	

Abreviaturas: FVC: Capacidad Vital forzada; FEV: Volumen Espiratorio Forzado; PEF: Flujo Espiratorio Pico; FEF: Flujo Espiratorio Forzado; FIVC: Capacidad Vital Inspiratoria Forzada; PIF: Flujo Inspiratorio Pico; FIF: Flujo Inspiratorio Forzado.

- Explique el significado fisiológico y biofísico de las gráficas obtenidas.

- De los datos obtenidos identifique además los valores correspondientes del FEF 25-75 y FEF 75-85.

Explique su significado fisiológico e importancia clínica.

PREGUNTAS ORIENTADORAS:

1. Clasifique las enfermedades respiratorias en obstructivas, restrictivas y mixtas. Encuentre curvas características de volumen/tiempo, flujo/tiempo y adaptabilidad pulmonar para esas patologías.
2. Establezca las relaciones entre hiperventilación, taquipnea e hipoxia.

NOTA: *Recuerde incluir en el informe la explicación fisiológica de los fenómenos que observados en cada uno de los experimentos de la práctica.*

TEMARIO DE LA PRÁCTICA

Concepto físico de presión y tensión elástica y superficial. Ley de Laplace. Unidades de presión (cm H_2O; mm Hg; KPa). Equivalencias. Presiones respiratorias: atmosférica, alveolar, intrapleural y transpulmonar.

Ciclo respiratorio. Resistencias: elástica y dinámica. Adaptabilidad, complacencia o "*compliance*". Acciones del surfactante. Histéresis. Espirometría, Curva flujo/volumen y volumen/ tiempo. Importancia clínica.Control de la respiración. Centros de control respiratorio. Reflejos involucrados.

BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA:

- Sánchez de León, R. y Col. Bases de la Neumonología Clínica. 2004. Editado por CDCH- UCV.
- Dvorkin M. A., Cardinali D. P., Iermoli R. H. BEST & TAYLOR. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. Editorial Panamericana.14ª Edición en español. 2010.
- Tresguerres, J.A. Fisiología Humana. 3ª Edición. 2005. Ed. Interamericana.
- Cristancho G, W. Fisiología Respiratoria. 2004. Ed. Manual Moderno.
- González P, A. Semiología Respiratoria. 1994. Desinlimed
- Lara E,L; D´Alessandro M,A; Silva B,R; Dellavalle Z, P. Lab. De Biofísica y Electofisiología. Equinoccio,USB, 2004.

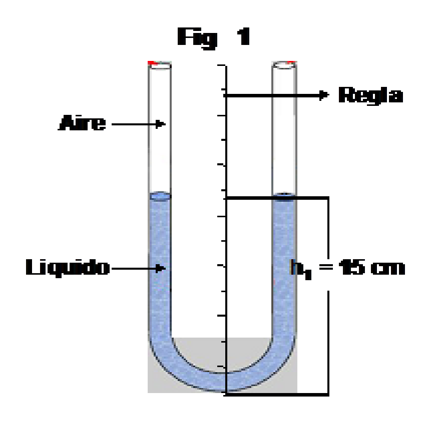
APÉNDICE

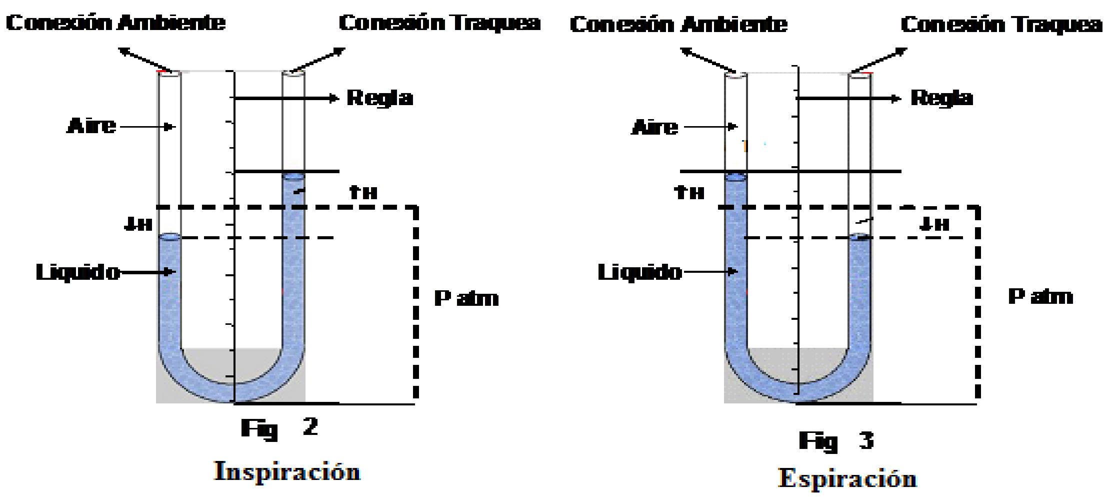
MEDICIÓN DE LA PRESIÓN UTILIZANDO UN MANÓMÉTRO EN U

Existen diversos dispositivos para medir la presión producida por un fluido, y en particular por un fluido corporal como los gases en la tráquea o la presión sanguínea en una arteria o vena de un animal de experimentación. Entre estos dispositivos está el manómetro en U que consiste en dos ramas verticales (no necesariamente de la misma longitud) generalmente de vidrio o plástico transparente unidas por sus bases con un tubo horizontal. Doblando una varilla de vidrio con un mechero a la temperatura adecuada podemos obtener el manómetro en U de la fig.1. Este manómetro contiene un líquido manométrico cuyo desnivel permite medir la presión del fluido corporal. Si deseamos medir presiones pequeñas como la presión de los gases dentro de la tráquea o la presión venosa, el líquido manométrico debe tener baja densidad (como el agua coloreada con productos comerciales) para poder apreciar adecuadamente el desnivel de las columnas; si por el contrario, las presiones son relativamente altas como las presiones hidrostáticas arteriales se utiliza un manómetro con líquido manométrico de alta densidad como el mercurio para que el desnivel no sea demasiado grande y no se salga de los límites del dispositivo. Al tomar la presión arterial de forma no invasiva en la práctica de cardiovascular se utilizó un manómetro en U con una rama, el bulbo, de longitud mucho más pequeña que la otra. También se pudo usar un manómetro aneroide, un dispositivo diferente que no posee líquido manométrico sino un servomecanismo que convierte la presión de un fluido en la deflexión de una aguja. En el manómetro en U de la figura 1 una de las ramas debe estar conectada al fluido cuya presión se desea medir y la otra puede estar sellada a presión atmosférica a nivel del mar (como en el caso del manómetro de mercurio mencionado antes para medir la presión arterial) o bien abierta a la atmósfera del lugar donde estamos haciendo la medición. Debe tenerse en cuenta que en esta última situación que es la usada en esta práctica, la presión que mide el manómetro es denominada presión manométrica (de allí el nombre del dispositivo) porque mide la desviación de la presión absoluta del fluido corporal respecto a la presión absoluta de la atmósfera del lugar.

¿Cómo se determina la presión intratraqueal?

Conectando una rama del manómetro a la tráquea mediante un dispositivo de interfase adecuado (por ejemplo, manguera de látex con una cánula) y dejando expuesta la otra rama a la atmósfera. Antes de conectar la tráquea al manómetro el nivel del líquido manómetrico debe ser el mismo en ambas ramas (A y B), digamos h_1=15 cm medido en la rama B con la regla graduada, este es el nivel basal.





Medida de la presión traqueal en inspiración

Si se conecta la rama B a la tráquea, durante la inspiración el nivel del líquido en esta rama ascenderá una altura H y por consiguiente en la rama A, el nivel del líquido (cuya densidad es D) descenderá el mismo valor H (Ver fig. 2). En los puntos 2 y 2' existe la misma presión porque ambos puntos están sobre la misma línea horizontal que pasa por el mismo líquido; así, usando la Ley de Pascal entre los puntos 1 y 2' de la rama B, se obtiene $P_{atm} = P_{T\ ins} + Dg\ (2H)$, y despejando $P_{T\ ins} - P_{atm} = -\ Dg(2H)$, esta diferencia es conocida como presión manométrica traqueal en inspiración. Obsérvese que el signo – (menos) indica inspiración. En términos prácticos se dice que la presión manométrica es -2H. Para expresar esta presión en Pascal o Dinas/cm^2 se multiplica este valor por el producto Dg.

Suponiendo que el líquido suba en la rama B la altura h_2 (medida con la regla) de 25 cm, entonces:

$H = h_2 - h_1 = 25cm - 15cm = 10cm$ y $2H = 20cm$. La presión manométrica inspiratoria será -20 cm.

En Dinas/ cm^2 se tiene $P_{manTins} = P_{T\ ins} - P_{atm} = -\ (1g/cm^3)\ 980cm/s^2\ (20cm) = -\ 1960$ Dinas/cm^2

Medida de la presión traqueal en espiración

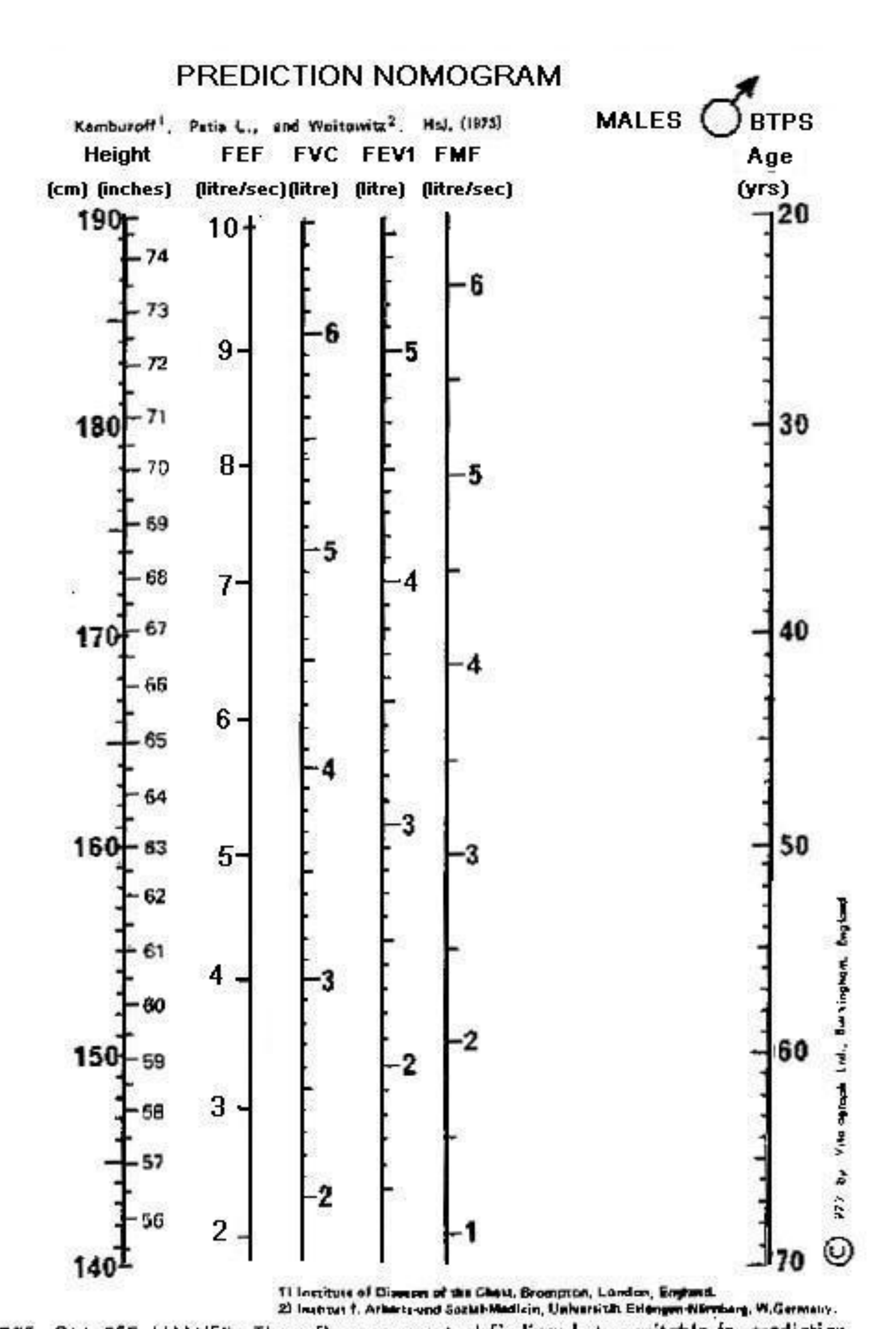
La figura 3 ilustra la situación que se presenta en espiración, ahora el nivel del líquido desciende una altura H en la rama B y asciende la misma altura H en la rama A. En los puntos 1 y 1' existe la misma presión porque ambos puntos están sobre la misma línea horizontal que pasa por el mismo líquido. Usando la Ley de Pascal entre los puntos 1' y 2 de la rama A obtenemos $P_{Tesp} = P_{atm} + Dg\ (2H)$, y despejando $P_{Tesp} - P_{atm} = +\ Dg(2H)$, esta diferencia es conocida como presión manométrica traqueal en espiración, obsérvese que el signo + (más) indica espiración. En términos prácticos se dice que la presión manómétrica es +2H.

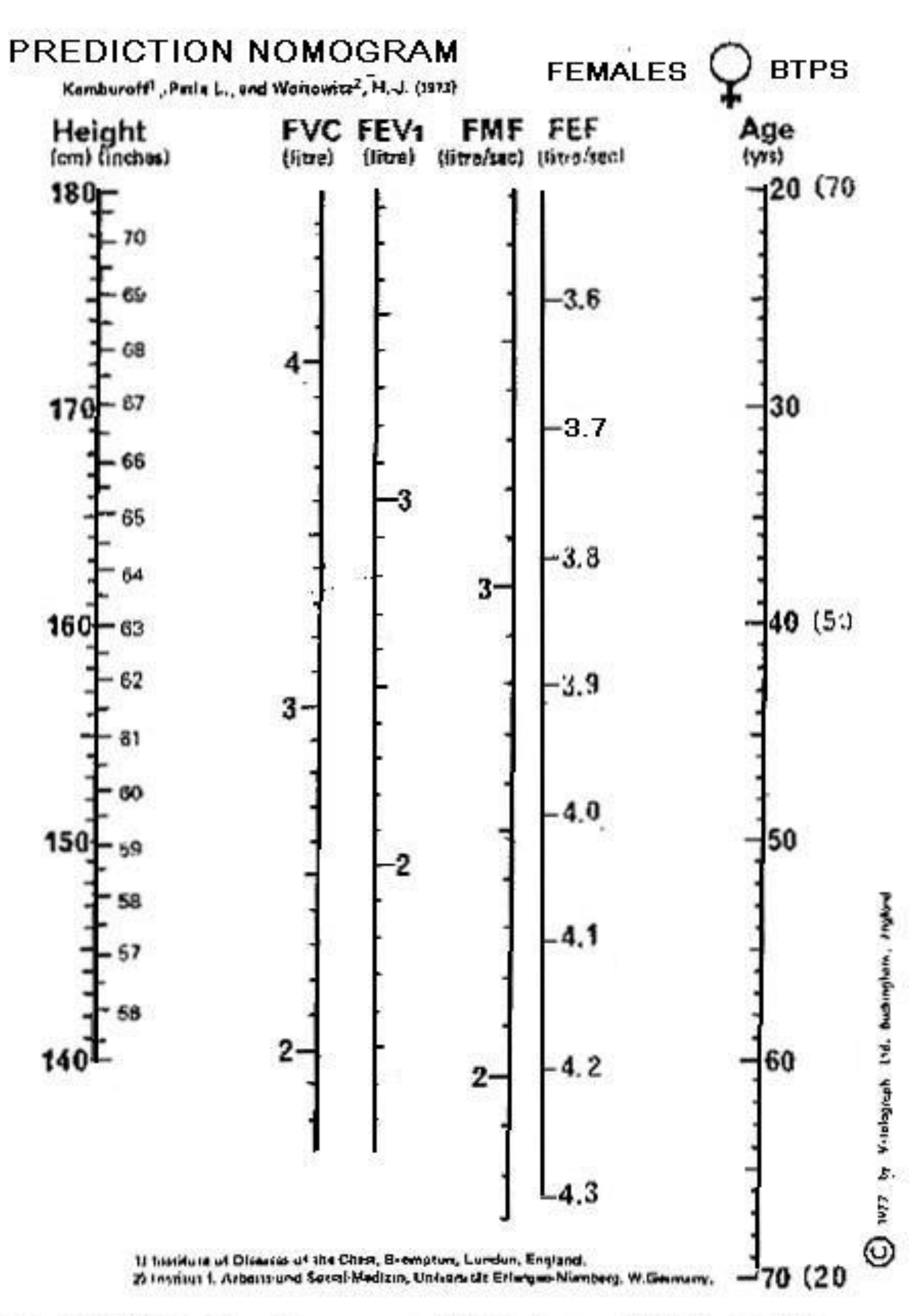
Suponiendo que el líquido suba en la rama A la altura h_2 (medida con la regla) de 25 cm, entonces:

$H = h_2 - h_1 = 25cm - 15cm = 10cm$ y $2H = 20cm$. La presión manométrica espiratoria será +20cm.
En Dinas/cm^2 se tiene $P_{manTesp} = P_{Tesp} - P_{atm} = + (1g/cm^3)\ 980cm/s^2 (20cm) = +1960$ Dinas/cm^2

En animales de experimentación anestesiados usualmente las presiones inspiratorias y espiratorias medidas en cada ciclo ventilatorio difieren entre si (variación intraciclo); y entre ciclos (variación interciclo).

NOTA: Obsérvese que es suficiente anotar los valores de H correspondientes a una rama del manómetro, debido a que lo que ocurre en una rama ocurre en la otra rama con la misma magnitud pero con sentido y signo opuesto. Por ello el valor de H debe ser multiplicado por 2.





*) NOTE ON FEF VALUES: These figures are actual findings but unsuitable for prediction of normal values because the correlation between FEF and age is not statistically significant. The age scale for FEF estimations requires to be reversed, as indicated by the scale figures in semi-parentheses.

FISIOLOGÍA DE LA AUDICIÓN, EL GUSTO Y EL OLFATO

Elaborada por el profesor Rubén Carvajal Santana (15 de junio de 2024)

(Competencias según la norma del Consejo de la EMLR, sesión Nro. 04/2009 del 25/02/2009)

Competencias cognoscitivas (conocimiento)
Desarrolla una comprensión integrada de la anatomía, bioquímica y fisiología, enfocadas desde el punto de vista de las funciones que cumplen los sistemas orgánicos actuando en conjunto (II.8.1.a).
Competencias prácticas y procedimentales (habilidades y destrezas)
Aplica en su práctica diaria los principios generales de buena comunicación (I.6.1).
Usa adecuadamente los distintos tipos de registros, su almacenamiento, y recuperación, manual y electrónica (I.7.1.b)
Competencias actitudinales (actitudes)
Valora el concepto de la confidencialidad médica y aplica las normas o legislación que regulan el acceso a los datos y registros médicos (I.7.1.d)

1. FISIOLOGÍA DE LA AUDICIÓN

La audición es un sentido fundamental que nos permite percibir y comprender el mundo a través de los sonidos. Esta práctica de laboratorio tiene como objetivo explorar la fisiología de la audición, incluyendo la estructura y función del oído, así como las pruebas clínicas para evaluar la agudeza auditiva.

Objetivos
Evidenciar el proceso de conducción de las ondas sonoras mediante los test de Weber y Rinne.
Entender el mecanismo fisiológico de la localización de la fuente de un sonido.
Identificar el rango de agudeza auditiva de varios sujetos entre 20 Hz y 20 kHz.

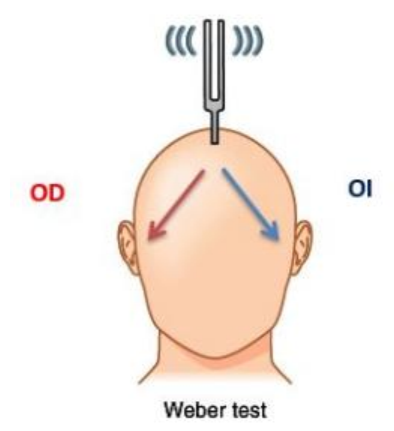
Materiales
Diapasones de diferentes frecuencias (256 Hz, 512 Hz, 1024 Hz)
Mazo de goma
Audio con variaciones de frecuencias desde 20 Hz hasta 20 kHz.
Cronómetro.
Auriculares

ACTIVIDADES

1.1. Conducción de ondas sonoras a través del hueso: Pruebas de Weber y Rinne

1.1.1. Prueba de Weber

Esta prueba debe su nombre en honor a su creador, Ernst Heinrich Weber (médico alemán 1795-1878) y consistía en poner un diapasón previamente golpeado para vibrar, en el centro superior de la cabeza del paciente. Según donde lo escuchara el paciente con más intensidad, la prueba indicaba que había un problema neurosensorial donde menos escuchaba (cóclea afectada) o que había un problema transmisivo donde más escuchaba (amplificación por la vibración).



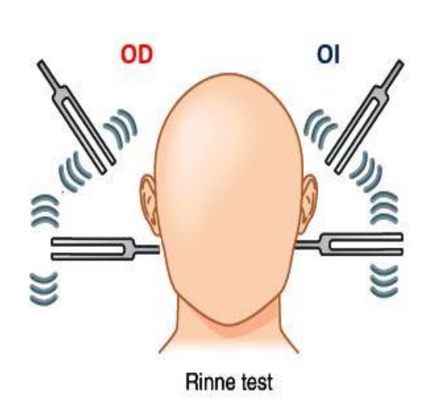
Procedimiento

1. Coloque el mango del diapasón vibrante en la línea sagital media de la cabeza de un voluntario y pregúntele si escucha por igual en ambos oídos. En la sordera conductiva, el sonido parecerá más fuerte en el oído afectado (el ruido ambiental se excluye pero la conducción ósea continúa) mientras que en la sordera sensorial la cóclea es defectuosa y el sonido será más fuerte en el oído normal.
2. Repita la prueba de Weber con un oído taponado con su dedo. El sonido aparecerá más fuerte en el oído taponado porque el ruido ambiental externo se excluye.

1.1.2. Prueba de Rinne

Esta prueba debe su nombre a su creador, el médico alemán Heinrich Adolf Rinne (1819-1868), quien usó un diapasón para generar un estímulo acústico por dos vías, aérea y ósea, sobre el mismo oído, para analizar el tiempo con el que el paciente percibía el sonido por ambas vías. Si además se complementa con la prueba de Weber (lateralización del sonido por vía ósea) se puede ser más precisos a la hora de diagnosticar si existe alguna deficiencia neurosensorial o transmisiva.

Procedimiento

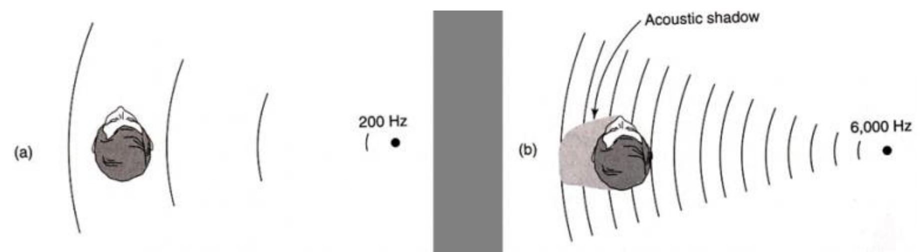


1. Golpee un diapasón con un mazo de goma para producir vibraciones.
2. Coloque el mango del diapasón vibrante contra la apófisis mastoidea del hueso temporal (la prominencia ósea detrás del oído) con el diapasón apuntando hacia abajo y detrás de la oreja. Cuando el sonido casi haya desaparecido, mueva el diapasón (por el mango) cerca del meato auditivo externo. Si no hay daño en el oído medio, el sonido reaparecerá.
3. Repita la prueba de Rinne con un tapón de algodón en el oído. Note que en la sordera conductiva, la conducción a través del hueso (vía el proceso mastoideo) es más efectiva que la conducción por aire.

1.2. Localización binaural del Sonido

Procedimiento

1. Con ambos ojos cerrados, se le pide al sujeto que localice la fuente de un sonido (por ejemplo, un diapasón vibrante).
2. El diapasón vibrante se coloca en varias posiciones (delante, detrás y a los lados a unos 30 cm de la cabeza del sujeto) y se le pide al sujeto que describa la ubicación del diapasón.
3. Repita los procedimientos anteriores con uno de los oídos del sujeto tapado.



1.3. Determinación de la agudeza auditiva para diferentes frecuencias

Procedimiento

1. Coloque al sujeto en un ambiente silencioso y pedir que se coloque los auriculares.
2. Reproducir tonos de diferentes frecuencias, comenzando desde 20 Hz y aumentando progresivamente hasta 20 kHz.
3. Identificar el rango de agudeza auditiva de tres voluntarios.

Complete (con los signos + o -) la tabla cuando el individuo detecte las siguientes frecuencias

Frecuencia (Hz)	Sujeto 1	Sujeto 2	Sujeto 3
128			
256			
512 (referencia)			
1,024			
2,048			
4,096			

Preguntas de análisis y revisión

1. En secuencia, describa los eventos que ocurren entre la llegada de las ondas sonoras a la membrana timpánica y la producción de impulsos nerviosos.
2. Explique cómo diferentes tonos de sonido afectan la membrana basilar y cómo esto se relaciona con la información enviada al cerebro.
3. Identifique los resultados de la prueba de Weber en condiciones normales y en casos de sordera de conducción y nerviosa.
4. Evalúe y distinguir los resultados de la prueba de Rinne en condiciones normales y en casos de sordera de conducción y nerviosa.
5. Evalúe la capacidad del sujeto para detectar una gama completa de frecuencias, desde 20 Hz hasta 20 kHz.
6. Analice los umbrales de percepción de frecuencia y su variación entre diferentes individuos.
7. Relacione los resultados de umbral de detección y agudeza auditiva con factores como la edad y la exposición a ruidos fuertes.
8. Evalúe la capacidad del oído para adaptarse a sonidos continuos y medir el tiempo de recuperación auditiva.
9. Discuta el proceso de adaptación auditiva y su importancia en la vida diaria.
10. Determine la capacidad del sujeto para distinguir cambios mínimos en la intensidad del sonido.

11. Describa la vía nerviosa desde el receptor hasta la corteza auditiva.
12. Explique por qué no se oyen por igual todas las frecuencias.
13. Compare los umbrales de frecuencia entre diferentes sujet

Referencias

Fox, S. I. (2002). *Human Physiology Lab Manual*. McGraw-Hill Education.
Fernández G., N. E. (2011). *Manual de Laboratorio de Fisiología* (5ta edición). McGraw-Hill Interamericana.
Barrett, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong. Fisiología Médica 26va E. 2019. McGraw Hill.

2. FISIOLOGÍA DEL GUSTO Y EL OLFATO

Objetivos

Comprender los mecanismos fisiológicos de los sentidos del gusto y el olfato.
Aplicar y analizar diversas pruebas para evaluar el funcionamiento de los sentidos del gusto y el olfato.
Analizar las diferencias en la percepción del sabor y discutir la interrelación entre los sentidos del gusto y el olfato.
Elaborar un mapa detallado de la distribución de los sabores y analizar si hay una distribución característica para cada sabor.
Analizar la sensibilidad olfativa a cambios de intensidad y las posibles causas de variación.
Realizar un análisis estadístico de los datos recogidos para identificar patrones y variaciones.

Materiales

Pinza nasal
Goteros
Solución glucosada: 15 g de dextrosa o azúcar de mesa en 50 ml de agua.
Solución salina: 5 g de NaCl o sal de mesa en 50 ml de agua.
Solución ácida: 2 g de ácido cítrico en 50 ml de agua.
Solución de glutamato monosódico o salsa de soya.
Agua destilada.
Frascos opacos con diferentes olores (café, vainilla, menta, canela, vinagre, almendras, limón).
Tapones de algodón para evitar que se vean los contenidos.
Soluciones diluidas en serie de una sustancia con un olor distintivo (p. ej., vinagre o perfume).
Frascos opacos y numerados.
Olores fuertes (p. ej., café) y olores débiles (p. ej., hierbabuena).
Algodones impregnados con los diferentes olores.
Cronómetro

ACTIVIDADES

2.1. Identificación de sabores con bloqueo nasal

Procedimiento

1. Para esta actividad puede haber uno o varios voluntarios.
2. Sin que ningún voluntario lo vea, prepare varias piezas pequeñas y de tamaño semejante de manzana, papa cruda y cebolla.
3. Estas piezas se mantienen fuera de la vista del voluntario.
4. Bloquee el flujo de aire por la nariz del voluntario con ayuda de una pinza nasal y pídale que cierre los ojos.

5. Coloque en la boca del voluntario al azar una de las piezas preparadas con anterioridad y pídale que sin morderla la identifique por el sabor.
6. Repita el procedimiento con los otros dos alimentos.
7. Ahora retire la pinza nasal y haga lo mismo con los tres alimentos.

Análisis
Pida al sujeto de experimentación que describa la diferente sensación percibida con cada uno de los tres alimentos cuando el flujo de aire nasal estaba bloqueado y cuando estaba libre. Describa y explique esta experiencia.

2.2. Percepción del sabor umami
Aunque este sabor se encuentra en los alimentos de consumo habitual, su identificación puede ser difícil. El sabor umami es, por ejemplo, una de las causas del cambio de sabor en el jitomate cuando madura y es el que confiere su sabor característico a las salsas italianas, como las que se usan en el espagueti.

Procedimiento
1. Para identificar este sabor utilice una solución de glutamato monosódico o de salsa de soya.
2. Coloque algunas gotas sobre la superficie de la lengua del sujeto y pídale que las saboree.

Análisis
¿Cómo describe este sabor? Note que la descripción del sabor no es sencilla y puede ser distinta de una persona a otra; para elaborarla se hace referencia a los otros cuatro sabores básicos, en tanto que estos últimos se describen por sí mismos: lo salado a diferencia de lo dulce. Escriba sus conclusiones respecto de estos puntos.

2.3. Mapa de sabores en la superficie lingual

Procedimiento
1. Coloque dos o tres gotas de cada una de las soluciones elegidas al azar sobre diferentes partes de la superficie de la lengua (dorso, punta y lados) del voluntario.
2. En cada ocasión pregunte al sujeto si percibe algún sabor y cuál es; el agua destilada sirve como control sin sabor.
3. Al cambiar de sabor, pida al sujeto que tome un poco de agua para lavar los restos de la solución previa.

Análisis
Elabore un mapa de la superficie de la lengua y los sitios donde se percibe cada sabor. ¿La percepción de cada sabor tiene una distribución característica o se perciben todos por igual sobre la superficie lingual completa?

2.4. Pruebas de identificación de olores

Procedimiento:
1. Cada voluntario debe cerrar los ojos y oler cada frasco, uno a la vez.
2. Deben intentar identificar y anotar el olor percibido.
3. Comparar los resultados entre los voluntarios para analizar la variabilidad en la percepción de olores.

Análisis
Evaluar cuántos olores pudieron identificar correctamente.

Discutir por qué algunos olores son más fáciles de identificar que otros.
Relacionar los resultados con la función y la distribución de los receptores olfatorios.

2.5. Prueba de umbral de detección olfativa

Procedimiento:
1. Presentar las soluciones de menor a mayor concentración al voluntario.
2. Pedir al voluntario que indique cuándo comienza a percibir el olor.
3. Anotar la concentración mínima detectable por cada voluntario.

Análisis
Determinar el umbral de detección olfativa individual.
Discutir las variaciones entre individuos y factores que pueden influir en la sensibilidad olfativa.

2.6. Prueba de interferencia de olores

Procedimiento
1. Colocar un olor fuerte cerca del voluntario y pedirle que intente identificar un olor débil.
2. Repetir con diferentes combinaciones de olores.

Análisis
Evaluar cómo un olor fuerte puede enmascarar la percepción de un olor débil.
Discutir la relevancia de este fenómeno en la vida cotidiana y en la práctica clínica.

2.7. Prueba de Adaptación Olfativa

Procedimiento
1. Pedir al voluntario que inhale el olor y medir el tiempo hasta que deje de percibirlo (adaptación olfativa).
2. Anotar el tiempo de adaptación.

Análisis
Discutir el proceso de adaptación olfativa y su importancia en la percepción continua de olores.

Preguntas de análisis y revisión
1. Describir el mecanismo de acción común de las moléculas que tienen un sabor dulce o amargo.
2. ¿Qué significa el término sentidos químicos? Explicar cómo interactúan el sentido del olfato y el gusto.
3. Usando el mapa de gusto tradicional o el mapa obtenido en este ejercicio, identificar las modalidades de gusto que se verían más afectadas por la destrucción del nervio glosofaríngeo. ¿Cuál se vería más afectada por la destrucción del nervio facial? Explicar.
4. ¿El mapa de percepción del gusto obtenido soporta el mapeo tradicional del gusto en la lengua? Proponer pruebas científicas para resolver esta cuestión.
5. Se dice que los humanos pueden distinguir 10,000 olores diferentes. ¿Crees que tenemos 10,000 receptores diferentes, cada uno especializado para un olor diferente? ¿Por qué o por qué no? Proponer otro mecanismo que pueda explicar la capacidad de distinguir tantos olores diferentes.
6. ¿Cuál es la contribución del nervio trigémino al sentido del olfato y el gusto?

Referencias

Best y Taylor. Bases Fisiológicas de la Práctica Médica. 1993. 12ava. Edición. Ed. Médica Panamericana.
Barrett, K.E., Barman, S. M., Boitano, S., Brooks, H. L. Ganong. Fisiología Médica 26va E. 2019. McGraw Hill.
Fox, S. I. (2002). *Human Physiology Lab Manual*. McGraw-Hill Education.
Fernández G., N. E. (2011). *Manual de Laboratorio de Fisiología* (5ta edición). McGraw-Hill Interamericana.